

ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE INGENIERIA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

“GRAD. CARLOMAGNO ANDRADE PAREDES”

**“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE BIORREGULADORES SOBRE LA
CALIDAD Y TAMAÑO DEL FRUTO DE NARANJILLA (*Solanum
quitoense*) EN LA LOCALIDAD DE NANEGALITO”**

ELABORADO POR:

JUAN GABRIEL CARRERA NAVARRETE

**INFORME DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PRESENTADO
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO AGROPECUARIO**

QUITO - ECUADOR

2009

ÍNDICE DE CONTENIDO

| | Pág. |
|--|-------------|
| I. INTRODUCCIÓN | 1 |
| II. OBJETIVOS | 3 |
| 2.1. Objetivo general | 3 |
| 2.2. Objetivos específicos | 3 |
| III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA | 4 |
| 3.1. EL CULTIVO DE NARANJILLA (<i>Solanum quitoense</i>) | 4 |
| 3.1.1. Origen e Importancia del cultivo de Naranjilla | 4 |
| 3.1.2. Clasificación Taxonómica | 5 |
| 3.1.3. Morfología | 6 |
| 3.1.3.1. Raíz | 6 |
| 3.1.3.2. Tallo | 6 |
| 3.1.3.3. Hojas | 7 |
| 3.1.3.4. Flores | 7 |
| 3.1.3.5. Fruto | 8 |
| 3.1.4. Variedades | 10 |
| 3.1.5. Requerimientos del Cultivo | 11 |
| 3.1.5.1. Altitud | 11 |
| 3.1.5.2. Temperatura | 11 |
| 3.1.5.3. Precipitación | 11 |
| 3.1.5.4. Vientos | 11 |

| | |
|---|----|
| 3.1.5.5. Luminosidad | 11 |
| 3.1.5.6. Suelos | 12 |
| 3.1.6. Manejo de Plagas y Enfermedades | 12 |
| 3.2. REGULADORES DE CRECIMIENTO | 14 |
| 3.2.1. Biorreguladores | 14 |
| 3.2.1.1. Tipos de Efectos | 15 |
| 3.2.1.2. Uso de los biorreguladores en los cultivos | 16 |
| 3.2.2. Definición de Hormona | 17 |
| 3.2.3. Clasificación de las hormonas vegetales | 18 |
| 3.2.4. Auxinas | 19 |
| 3.2.4.1. Generalidades | 19 |
| 3.2.4.2. Biosíntesis | 20 |
| 3.2.4.3. Translocación | 21 |
| 3.2.4.4. Tipos de Auxinas | 21 |
| 3.2.4.5. Efectos Biológicos | 22 |
| 3.2.4.6. Modo de acción | 23 |
| 3.2.4.7. Las auxinas en el amarre y crecimiento de los frutos | 23 |
| 3.2.4.8. Aplicaciones en la agricultura | 24 |
| 3.2.5. Citoquininas | 27 |
| 3.2.5.1. Generalidades | 28 |
| 3.2.5.2. Biosíntesis | 29 |
| 3.2.5.3. Translocación | 29 |
| 3.2.5.4. Tipos de Citoquininas | 30 |
| 3.2.5.5. Efectos Biológicos | 30 |
| 3.2.5.6. Modo de acción | 32 |

| | |
|--|-----------|
| 3.2.5.7. Las citoquininas en el amarre y crecimiento de los frutos | 32 |
| 3.2.5.8. Aplicaciones en la agricultura | 34 |
| 3.2.6. Brassinoesteroides | 37 |
| 3.2.6.1. Generalidades | 38 |
| 3.2.6.2. Los Brassinoesteroides y su papel en la acción biológica | 39 |
| 3.2.6.3. Bioensayos y relación estructura-actividad | 40 |
| 3.2.6.4. Tipos de Brassinoesteroides | 42 |
| 3.2.6.5. Efectos Biológicos | 43 |
| 3.2.6.6. Modo de acción | 43 |
| 3.2.6.7. Aplicaciones en la agricultura | 44 |
| 3.3. AMARRE, CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE FRUTOS | 45 |
| 3.3.1. Fisiología del amarre de frutos | 45 |
| 3.3.1.1. Polinización y fertilización | 45 |
| 3.3.1.2. Detención del crecimiento de ovarios no polinizados | 46 |
| 3.3.1.3. Partenocarpia | 46 |
| 3.3.2. Fisiología del desarrollo de frutos | 47 |
| 3.3.2.1. Expansión del fruto | 47 |
| 3.3.2.2. Crecimiento del fruto | 48 |
| 3.3.2.3. Curvas de crecimiento de frutos | 48 |
| | |
| IV. MATERIALES Y METODOS | 53 |
| 4.1. CAMPO EXPERIMENTAL | 53 |
| 4.1.1. Localización y ubicación astronómica | 53 |
| 4.1.2. Características Climáticas | 53 |
| 4.2. MATERIALES DE CAMPO | 54 |

| | |
|--|----|
| 4.2.1. Herramientas y Equipos | 54 |
| 4.2.2. Biorreguladores | 55 |
| 4.3. MATERIALES DE LABORATORIO | 55 |
| 4.4. MATERIALES DE OFICINA | 55 |
| 4.5. METODOS | 56 |
| 4.5.1. Factores en estudio | 56 |
| 4.5.1.1. Biorreguladores | 56 |
| 4.5.1.2. Dosis | 56 |
| 4.5.2. Tratamientos en estudio | 57 |
| 4.5.3. Variables en estudio | 58 |
| 4.5.4. Métodos | 60 |
| 4.5.4.1. Diagnóstico de la localidad | 60 |
| 4.5.4.2. Selección de las unidades experimentales (plantas) | 61 |
| 4.5.4.3. Selección de Inflorescencias | 63 |
| 4.5.4.4. Identificación y etiquetado de inflorescencias | 63 |
| 4.5.4.5. Registro de número de flores por inflorescencia | 65 |
| 4.5.4.6. Aplicaciones de los Biorreguladores | 65 |
| 4.5.4.7. Registro de las aplicaciones de biorreguladores por inflorescencias, tratamientos y repeticiones | 66 |
| 4.5.4.8. Medición del Diámetro Ecuatorial (cm) | 67 |
| 4.5.4.9. Pesaje de Frutos | 68 |
| 4.5.4.10. Medición de °Brix | 68 |
| 4.5.4.11. Identificación y registro de la Coloración de pulpa | 70 |

| | |
|---|-----------|
| V. RESULTADOS Y DISCUSION | 71 |
| 5.1. NUMERO DE FLORES POR INFLORESCENCIA | 71 |
| 5.2. NUMERO DE FLORES ABIERTAS POR INFLORESCENCIA | 73 |
| 5.3. PORCENTAJE DE AMARRE DE FRUTOS | 75 |
| 5.4. DIÁMETRO ECUATORIAL DE FRUTOS | 78 |
| 5.5 PESO PROMEDIO DE FRUTOS | 83 |
| 5.6. GRADOS BRIX | 86 |
| 5.7. COLORACIÓN DE LA PULPA | 88 |
| | |
| VI. CONCLUSIONES | 90 |
| VII. RECOMENDACIONES | 93 |
| VIII. RESUMEN | 94 |
| IX. ABSTRACT | 95 |
| X. BIBLIOGRAFÍA | 96 |

ÍNDICE DE CUADROS

| | Pág. |
|--|-------------|
| CUADRO 1. Composición química promedio de 100 g de pulpa y de la pulpa con semillas de la “Naranjilla” (<i>Solanum quitoense</i> var. H. Puyo). | 9 |
| CUADRO 2. Principales plagas y enfermedades que atacan al cultivo de la Naranjilla (<i>Solanum quitoense</i>). | 13 |
| CUADRO 3. Descripción de los biorreguladores que se utilizaron en la investigación con su respectivo ingrediente activo. | 56 |
| CUADRO 4. Dosis utilizadas de los biorreguladores. | 56 |
| CUADRO 5. Tratamientos realizados en la investigación con su respectiva nomenclatura | 57 |
| CUADRO 6. Análisis de Varianza para el Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 71 |
| CUADRO 7. Promedio del Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 72 |
| CUADRO 8. Análisis de Varianza para el Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 73 |
| CUADRO 9. Promedio del Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 74 |

| | |
|---|----|
| CUADRO 10. Análisis de Varianza para el Porcentaje de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 75 |
| CUADRO 11. Promedio del Porcentaje de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 76 |
| CUADRO 12. Análisis de Varianza para el Diámetro ecuatorial de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 79 |
| CUADRO 13. Promedio del Diámetro ecuatorial de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 79 |
| CUADRO 14. Análisis de Varianza para el Peso promedio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 83 |
| CUADRO 15. Promedio del Peso promedio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 84 |
| CUADRO 16. Coloración de pulpa de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 88 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | Pág. |
|--|-------------|
| FIGURA 1. Diagnóstico de la localidad | 60 |
| FIGURA 2. Observaciones del potencial de floración y producción de inflorescencias y frutos de las plantas de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). | 61 |
| FIGURA 3. Observaciones del aspecto, vigor y conformación (biomasa) de las plantas de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). | 61 |
| FIGURA 4 (a y b). Bloque 1 y Bloque 2 con cultivo de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el docel de especies arbóreas. | 62 |
| FIGURA.5 (a y b). Bloque 3 con cultivo de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), a campo abierto. | 62 |
| FIGURA 6. Inflorescencia con flores abiertas | 63 |
| FIGURA 7. Inflorescencia con flores cerradas | 63 |
| FIGURA 8. Identificación de etiquetas por tratamientos | 64 |
| FIGURA 9. Sistema de etiquetado de tratamientos en la inflorescencia | 64 |
| FIGURA 10. Aplicación localizada a la inflorescencia | 65 |
| FIGURA 11. Estado 1: Flores abiertas y cerradas | 66 |
| FIGURA 12. Estado 2: Inicio de cuajamiento de frutos | 66 |
| FIGURA 13. Estado 3: Crecimiento y desarrollo de frutos | 67 |
| FIGURA 14. Estado 4: Crecimiento final y maduración de frutos | 67 |

| | |
|---|----|
| FIGURA 15. Medición del diámetro ecuatorial con Pie de Rey | 67 |
| FIGURA 16. Pesaje de frutos en la balanza electrónica | 68 |
| FIGURA 17. Corte en cuatro secciones para la medición de °Brix | 69 |
| FIGURA 18. Extracción del jugo (gotas) para medición de sólidos solubles en Brixómetro | 69 |
| FIGURA 19 (a y b). Cortes de fruto para determinar coloración de la pulpa | 70 |
| FIGURA 20. Promedio del Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 71 |
| FIGURA 21. Promedio del Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 74 |
| FIGURA 22. Promedio del Porcentaje (%) de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 76 |
| FIGURA 23. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el porcentaje de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). | 78 |
| FIGURA 24. Promedio del Diámetro ecuatorial (cm) de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 80 |
| FIGURA 25. Curva de crecimiento del Diámetro ecuatorial (cm) de los tratamientos en estudio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. | 81 |

FIGURA 26. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el diámetro ecuatorial de frutos de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). 82

FIGURA 27. Promedio del peso de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. 85

FIGURA 28. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el peso promedio de frutos de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). 85

FIGURA 29. Promedio del contenido de sólidos solubles (° BRIX) de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009. 86

I. INTRODUCCIÓN

La “naranjilla” (*Solanum quitoense*) es una fruta tradicional del Ecuador, que se ha cultivado en la región Oriental del país, en especial para el mercado interno en fresco para la elaboración de jugos y pulpa (MAG, 2008).

El cultivo de naranjilla (*Solanum quitoense*), es la base de la economía de muchos pueblos del oriente ecuatoriano, pero a partir de los años 70 se reduce la producción y productividad debido al ataque de plagas y susceptibilidad a enfermedades de las variedades cultivadas (Revelo y Sandoval, 2003).

Actualmente el 50% del área cultivada de naranjilla a nivel nacional corresponde al híbrido Puyo, el cual presenta frutos pequeños a causa de la característica genética de su progenitor, el ecotipo *Solanum sessiliflorum* (Heiser, 2000).

De acuerdo a la información registrada en el Taller de manejo integrado de la naranjilla, realizado por el INIAP a finales del 2005, los productores del híbrido Puyo en la región oriental, realizan entre 4 a 6 aplicaciones de 2-4 D, en dosis que oscilan entre 20 – 100 gotas (0.2 a 1 ml) por bomba de 20 litros durante el ciclo del cultivo, teniendo un efecto en el raleo de flores y engrosamiento de frutos; además produce la defoliación de hojas y reduce la longevidad de la planta. (INIAP, 1996).

Guitarra (2007), manifiesta que el menor grado promedio de fitotoxicidad de la naranjilla presenta el producto Cytoquin (1.22), mientras que el mayor grado promedio corresponde al producto 2, 4 -D con (4.78), según la escala convencional establecida por el autor de 1 a 5 con la cual midió el nivel de fitotoxicidad que presentaron las plantas de naranjilla, siendo 1 la planta sin síntomas de fitotoxicidad y 5 la planta con mayor toxicidad.

Las sustancias reguladoras del crecimiento de las plantas desempeñan un papel muy importante en el crecimiento y desarrollo de las mismas. Este hecho lo enunció Went, hace muchos años, en su aseveración “sin sustancias de crecimiento, no hay crecimiento”. Went encontró que para desarrollarse longitudinalmente, los tejidos deben recibir sustancias de crecimiento (Weaver, 1996).

La aplicación de productos reguladores del crecimiento de origen natural o sintético provoca diversos cambios en las diferentes etapas fenológicas del cultivo, debido a que las plantas por sí mismas no muestran todo su potencial de desarrollo y producción por la gran variabilidad de suelos y cambios frecuentes de temperatura, radiación, viento y humedad presentes en las condiciones de campo durante el ciclo del cultivo, así como por las alteraciones provocadas por el ataque de plagas, enfermedades y competencia de malezas,

entre otros factores, que frecuentemente modifican la velocidad y normalidad del crecimiento y desarrollo de los cultivos (Yáñez, 2002).

Los resultados de la investigación estarán dirigidos al sector agrícola, específicamente a medianos agricultores y productores exportadores de naranjilla; con el objetivo de incrementar la producción y calidad de frutos de naranjilla mediante la utilización de productos naturales y sintéticos como los reguladores de crecimiento (auxinas, citoquininas y brassinoesteroides); los cuales actúan de forma directa provocando respuestas fisiológicas específicas para modificar el crecimiento y desarrollo del tamaño de los frutos.

II. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar tres reguladores de crecimiento y su efecto en el tamaño final (diámetro ecuatorial), porcentaje de amarre, peso promedio, contenido de sólidos solubles (°Brix) y coloración de pulpa de los frutos de naranjilla del genotipo (Cruce entre Var. Puyo y Var. Palora), y determinar la época óptima de aplicación de los biorreguladores que puedan reemplazar al 2,4-D.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar y seleccionar biorreguladores que influyan en el desarrollo de los frutos de naranjilla del genotipo (Cruzamiento entre Var. Puyo y Var. Palora), aplicando la dosis recomendada para el caso de Hormonagro 4 (ANA), Cytoquin y Dacocida (2,4-D) y las tres dosis a aplicar de Brassinolina (0.01%).

- Analizar los aspectos de calidad del producto obtenido con respecto a las variables de calidad que se van a evaluar como diámetro ecuatorial, peso, coloración de la pulpa y contenido de sólidos solubles (°Brix).
- Determinar la época óptima de aplicación (flor abierta o flor cerrada) de los biorreguladores en la cual se obtenga de mejor forma el incremento del tamaño del fruto de naranjilla.
- Identificar cual es la dosis óptima de aplicación de brassinolina (0.01%) de las tres a evaluar.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. EL CULTIVO DE NARANJILLA (*Solanum quitoense*).

La “naranjilla” (*Solanum quitoense*) es una fruta tradicional del Ecuador, que se ha cultivado en la región Oriental del país, en especial para el mercado interno en fresco para la elaboración de jugos y pulpa (SIGAGRO- MAG, 2008).

La demanda de la fruta es alta debido a su sabor agridulce, aromático y refrescante, el cual le brinda grandes posibilidades para la agroindustria. Se utiliza en la elaboración de jugos, mermeladas, cócteles y jaleas. El procesamiento de la fruta se puede realizar con presencia de cáscara o sin ella. La ventaja de procesar la fruta con cáscara es que se obtienen mayores contenidos de minerales y fibra (SIGAGRO- MAG, 2008).

3.1.1. ORIGEN E IMPORTANCIA DEL CULTIVO DE NARANJILLA

La “naranjilla” (*Solanum quitoense*.) es una planta originaria de los bosques húmedos de Colombia, Ecuador y Perú, que fue domesticada por los españoles cuando llegaron a América y es cultivada en regiones frescas y sombreadas (MAG, 1986).

Esta fruta es de gran demanda a nivel nacional e internacional por el sabor agridulce, aromático y refrescante. Se utiliza en la elaboración de jugos, mermeladas, cócteles, jaleas, además de ser rica en vitamina A, C, B1 B2 y alta concentración de minerales (IICA-PROCIANDINO, 1996).

La planta puede alcanzar dos a cuatro años de vida productiva, rindiendo hasta 135 frutos por año. El ciclo promedio es de un año de crecimiento y un año y medio continuo de producción, total dos años y medio, con rendimiento de 10 a 15 t/ha/año. El peso de los frutos oscila entre 40 y 700 gr. y el diámetro entre 4 y 5 cm (IICA-PROCIANDINO-SICA, 2002).

3.1.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

La “Naranjilla”, (*Solanum quitoense*), según Castañeda (1992), tiene la siguiente clasificación taxonómica:

- Reino:** Vegetal
- División:** Fanerógamas
- Subdivisión:** Angiospermas
- Clase:** Dicotiledóneas
- Subclase:** Metaclamideas
- Orden:** Tubiflorales
- Familia:** Solanácea

Genero: Solanum

Especie: *Solanum quitoense*

Genotipo: (Cruzamiento entre Var. Puyo y Var. Palora)

Nombre Común: “Naranjilla” o “Lulo”

3.1.3. MORFOLOGÍA

La naranjilla es una planta arbustiva, que alcanza hasta 2.5 metros de altura con un promedio de 1.80 metros (Pacheco, 1996).

La planta se propaga fácilmente por semilla (naranjilla de jugo) o por estaca (hibrido Puyo), es de rápido crecimiento, fructifica desde los diez a doce meses.

3.1.3.1. Raíz

La raíz de la naranjilla es fibrosa y superficial, penetrando hasta unos 50 centímetros, lo cual se atribuye a que en el momento del transplante, la raíz pivotante se parte, favoreciendo así el desarrollo de un sistema radicular profusamente ramificado y poco profundo. (Castañeda, 1992; Pacheco, 1996).

3.1.3.2. Tallo

El tallo es robusto, semi-leñoso, cilíndrico y pubescente.

Una planta totalmente desarrollada puede crecer hasta una altura de tres metros. La naranjilla esta formada por una serie de ramas que crecen radialmente, lo cual impide la formación de un tallo principal, a menos que se haga una poda de formación(Castañeda,1992;Pacheco1996).

Las ramas alcanzan un diámetro de unos cinco centímetros y son fibrosas y resistentes. Las plantas de la variedad botánica *quitoense* presentan espinas en las ramas lo cual dificulta las labores de manejo del cultivo y muy especialmente las cosechas(Castañeda,1992;Pacheco,1996).

El tallo es succulento en las plantas menores de un año, tomando luego una consistencia leñosa (Castañeda, 1992; Pacheco, 1996).

3.1.3.3. Hojas

Las hojas son grandes, parece hecha de un finísimo terciopelo, es de rápido crecimiento y tiene colorido verde oscuro en la cara superior y verde claro o amarillenta en la parte inferior, con tintes morados o violáceos más acentuada en las carnosas venas principales y laterales (Pacheco, 1996).

Alcanza de 30 a 45 centímetros de largo, de forma oblonga-ovalada con bordes ondulados como los de un paraguas (Pacheco, 1996).

El pecíolo de consistencia carnosa, alcanza hasta 15cm de largo (Pacheco, 1996).

3.1.3.4. Flores

La flor es pentámera, igual que todas las solanáceas, y perfecta, con ovario unilocular de color amarillo y pubescente, el estigma es verde con estilo amarillento y corto en relación con las anteras, las cuales son amarillas de tamaño grande y presenta dehiscencia apical. Algunos autores afirman que las flores son de pistilo corto, medio y largo, siendo fértiles únicamente los de pistilo largo.

Los pétalos son de color blanco y morado por el envés, los sépalos son pubescentes y morados en la parte externa (Castañeda, 1992; Pacheco, 1996).

3.1.3.5. Fruto

El fruto es una baya de color amarillo anaranjado por fuera y verdoso a amarillento en la parte interna. Romero, (1961), describe al respecto que el fruto es globo de unos 5 cm. de diámetro, estando la cáscara cubierta de pelillos amarillos punzantes; la pulpa es ácida. En principio, los frutos son verdes y al madurar se tornan amarillos.

El mismo autor nos menciona que al dividir en dos mitades, la parte interior de la naranjilla presenta el aspecto de un tomate verde.

La pulpa jugosa agridulce o ácida (pH 3,5 a 4,0 cuando madura) es de color verdoso y sub dividida en cuatro secciones casi simétricas, presentando una gran cantidad de semillas, estas son lisas y redondeadas de 3 milímetros de diámetro y de color amarillo claro o blanquecino, muy parecidas al ají, aunque más pequeñas que estas.

De las observaciones realizadas en diferentes localidades (Puyo, Baeza, Los Bancos, Nanegalito) se ha establecido que el periodo vegetativo varía de semillero a transplante 3-5 meses y de transplante a cosecha 6-8 meses (Fiallos, 2000).

Cuadro 1. Composición química promedio de 100g de pulpa y de la pulpa con semillas de la “Naranjilla” (*Solanum quitoense* var. H. Puyo).

| Componente | Unidad | Pulpa pura | Pulpa + semilla |
|-------------------|---------------|-------------------|------------------------|
| Valor energético | Cal | 28.0 | 45.0 |
| Humedad | % | 91.6 | 87.5 |
| Proteína | g | 0.7 | 1.2 |
| Grasa | g | 0.1 | 0.2 |
| Carbohidratos | g | 6.8 | 10.9 |
| Fibra | g | 0.4 | 4.0 |

| | | | |
|-------------------|----|------|------|
| Ceniza | g | 0.6 | 0.7 |
| Vit. A. Actividad | mg | 50.0 | 70.0 |
| Tiamina | mg | 0.6 | 0.7 |
| Ribotlavrna | mg | 0.4 | 0.4 |
| Niacina | mg | 1.5 | 1.5 |
| Acido ascórbico | mg | 65.0 | 48.0 |
| Calcio | mg | 8.0 | 11.0 |
| Fósforo | mg | 14.0 | 41.0 |
| Hierro | mg | 0.4 | 0.6 |

Fuente: <http://www.minau.gob.pe/agricolamproandilulo.shtml>)

3.1.4. VARIEDADES

En la memoria del curso de capacitación orientado al manejo técnico del cultivo de la naranjilla, dictado por el (MAG, 1986), se manifiesta que las variedades más cultivadas son

las llamadas “comunes” y que corresponden a las “agrias y dulces”.

- Variedad Agria: Variedad obtenida de una serie de selecciones masales cuyo fruto es redondo, ligeramente achatado en los polos, de color amarillo; corteza delgada, resistente al transporte; pulpa de sabor ácido; variedad muy apreciada en el mercado ecuatoriano, siendo por tanto, fácilmente comerciable. Susceptible a nematodos y perforadores del tallo y el fruto.

- Variedad dulce: Características similares a la agria; se diferencia por tener más desarrollada la base del pedúnculo en su unión con el fruto. La planta es delicada y susceptible a ataque de insectos. El fruto tiene sabor dulce; en el Ecuador es menos comercia que la naranjilla agria.

- Variedad “Hibrido Puyo”: Hibrido interespecífico obtenido por cruzamiento de *Solanum sessiflorum* con la variedad “agria”. Es tolerante a la antracnosis, lanchar o tizón, nematodos y perforadores del tallo y el fruto. La semilla es infértil y se reproduce únicamente por vía vegetativa.

Además de estos existen otros híbridos de menor importancia económica en el país como son Baeza, Bola, Palora.

3.1.5. REQUERIMIENTOS DEL CULTIVO

3.1.5.1. Altitud

El cultivo de la naranjilla se localiza en altitudes que van entre los 1000 y 1400 m.s.n.m. Teóricamente, la naranjilla se puede cultivar desde los 600 m.s.n.m hasta los 2000 m.s.n.m. (MAG, 1986).

3.1.5.2. Temperatura

El rango de temperatura en que la naranjilla puede desarrollarse es de 17 °C a 26°C. La temperatura promedio óptima corresponda los 20°C (Pacheco, 1996).

3.1.5.3. Precipitación

La naranjilla es un cultivo que se adapta a zonas con precipitaciones de 1800 a 4300 mm/año de precipitación, siendo óptima la pluviosidad de 2500 mm/año (MAG, 1986).

3.1.5.4. Vientos

La naranjilla tiene hojas grandes, anchas que son afectadas por los vientos fuertes que producen rotura y caída (MAG, 1986; Castañeda, 1992).

3.1.5.5. Luminosidad

La naranjilla es un cultivo de día corto, requiriendo un promedio de 2.6 horas/luz/día, con una nubosidad casi permanente y una humedad relativa mayor del 80% (MAG, 1986).

Pacheco (1996), menciona que la naranjilla es sensible al exceso de sol, como al exceso de lluvias prolongadas, porque en estas condiciones es severa la incidencia de Phytophthora y Antracnosis.

3.1.5.6. Suelos

La naranjilla requiere suelos ricos en materia orgánica, con adecuado drenaje y pH de 5.2 a 5.8, de textura franco, franco arcillosos o franco arenosos (Pacheco, 1996).

A pesar que es una planta exigente en humedad, a su vez no soporta encharcamientos. También se ha podido comprobar que prefiere suelos de textura liviana(Pacheco,1996).

3.1.6. MANEJO DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

Para que el cultivo se desarrolle de una manera adecuada es necesario que éste permanezca libre de plagas y enfermedades, para que su potencial se manifieste al máximo.

Por lo tanto es necesario poner énfasis en los controles fitosanitarios y realizarlos de manera preventiva, antes que realizarlos en forma curativa.

(Castañeda, 1992; Corpoica, 2002).

Las principales plagas y enfermedades son expresadas en el cuadro 2 con sus características principales.

Cuadro 2. Principales plagas y enfermedades que atacan al cultivo de la Naranjilla (*Solanum quitoense*).

| Nombre Común | Nombre Científico | Características | Síntomas |
|--|-----------------------------------|---|--|
| Muerte súbita — Nematodo nodulador | <i>Meloidogyne incognita</i> | Se observa en sus raíces el ataque del nematodo en forma de nódulos | Inicialmente presentan un amarillamiento de sus hojas tanto bajeras como jóvenes, seguidamente se puede observar un ligero marchitamiento y luego sobreviene la muerte de la planta. |
| Lancha | <i>Phytophthora infestans</i> | Manchas oscuras en forma longitudinal en tallo y ramas | Aparece en los tallos y ramas, causando el marchitamiento y la muerte por la destrucción del sistema de conducción de la savia. |
| Mancha de la hoja | <i>Septoria so/an/co/a</i> | En hojas aparecen pequeñas áreas necróticas de color café oscuro | Conforme avanza la enfermedad va cubriendo la hoja impidiendo la función fotosintética normal. |
| Marchitez. | <i>Fusarium</i> sp. | Marchitez de una parte de la planta, la cual avanza hasta la muerte de la planta | Cuando el tallo se corta transversalmente se observa coloración oscura del sistema vascular en forma de anillos, situación que también se observa en raíces y pecíolos |

| | | | |
|---|--|--|--|
| Antracnosis | <i>Colletotrichum gloesporioides</i> | Manchas oscura gris o negras redondeadas, con borde definidos y con centro más claro. | Ataca tallos, hojas y frutos provocando que estos últimos caigan o se momifican. |
| Alternaria, alternariosis | <i>A/ternaria</i> sp. | Pudrición seca | Ataca la parte aérea de la planta, hojas, frutos |
| Marchitamiento bacterial | <i>Pseudomonas so/anacearum</i> | Pudrición acuosa, de mal olor | Se presenta en las raíces y cuello de la planta destruyendo la conformación del tallo, y produciendo la muerte de la planta. |
| Barrenador del cuello | <i>Faustinus</i> sp | Las larvas se introducen en el interior del tallos y se alimentan del tejido molecular, tanto de las raíces como del tallo | Las plantas se marchitan y la acción de infecciones secundarias en el interior de los tallos originan la muerte de las mismas |
| Gusano del fruto Insectos chupadores | <i>Neo/euc/nodes e/egantis</i> | Las larvas se introducen en el fruto, formando galerías, | Dentro de las galerías dan lugar a pudriciones secundarias causadas por patógenos, produciéndose posteriormente la caída de frutos. |
| Insectos chupadores | <i>Aphis</i> sp. <i>Mysus</i> sp. <i>Trips</i> sp | Las hojas pierden coloración, los botones florales caen, disminuyendo el rendimiento | |
| Larvas trozadoras | <i>Agrotis</i> sp <i>Sidemia</i> sp <i>Heliotis</i> sp <i>Lafigma</i> | Larvas trozadoras del tallo, que atacan a las plantas | Se presenta cuando las plantas están recién transplantadas, los insectos comienzan a alimentarse de la parte inferior del tallo a nivel del suelo. |

Fuente: (CORPOICA 2002); Castañeda 1992).

3.2. REGULADORES DE CRECIMIENTO

Los reguladores de crecimiento son sustancias similares a las hormonas sintetizadas en laboratorio. Estos permiten al agricultor regular el crecimiento de las plantas, regular la época de floración y regular el cuajamiento de frutos (Retamales, 2005).

Los reguladores de crecimiento, en general, actúan modificando el crecimiento y desarrollo de las plantas a través de su acción sobre vías y pasos bioquímicos específicos, normalmente relacionados con regulación por hormonas vegetales (Retamales, 2005).

3.2.1. Biorreguladores

Los compuestos biorreguladores son aquellos que en su formulación contienen moléculas protagónicas para la expresión o bien inhibición de un cierto proceso, estas moléculas generalmente son fitohormonas (idénticos a los compuestos naturales) o bien compuestos de efecto tipo hormonal (sintetizados en un laboratorio) (Wikipedia, 2008).

Los biorreguladores se formulan a alta concentración de una de las hormonas protagónicas, manejándose en niveles superiores a 0,1% y hasta 50% del ingrediente activo sea en solución o en polvo soluble (Wikipedia, 2008).

Son formulaciones a base de uno o dos compuestos hormonales, cuya acción fisiológica está muy definida y la recomendación de su aplicación tiene un objetivo muy específico: regular o manipular un determinado proceso (Wikipedia, 2008).

Entre los principales objetivos del uso de biorreguladores se destacan: Proveer a la planta de un suplemento adicional de hormonas u otros compuestos para auxiliar su metabolismo general y que con ello pueda soportar mejor ciertas condiciones adversas al desarrollo del cultivo, mejor conocido como Bioestimulantes y Regular o manipular un evento o proceso fisiológico específico (crecimiento de planta, amarre de fruto, crecimiento de fruto, maduración de fruto, caída de hoja, caída de fruto, etc.) (Wikipedia, 2008).

Cabe recalcar que para lograr el efecto deseado con el uso de biorreguladores específicos, es importante conocer el proceso a regular en cuanto a que hormona o grupo de hormonas requiere, la cantidad necesaria para manipular el proceso, y tener establecido con precisión el momento en que el órgano objetivo esta sensible a la manipulación deseada (Wikipedia, 2008).

3.2.1.1. Tipos de efectos

Cuando se aplican los biorreguladores debe tenerse definido el objetivo de su uso. Por la característica química y tipo de compuesto, se pueden tener respuestas generales hacia el crecimiento de la planta o bien respuestas específicas hacia un proceso en particular. Por esta razón varios de los compuestos comerciales de formulación simple están diseñados para regular un proceso específico, lo cual funciona con ciertos compuestos, métodos de aplicación y a veces solo en ciertas especies (Hernández, 2007).

Con la aplicación de los biorreguladores “cocteles” en la mayoría de los casos se causa una respuesta de tipo general, lo cual puede conducir a un mayor tamaño de la planta y por lo tanto a una mayor producción de frutos. Sin embargo, la respuesta puede ser variable, dado que el desarrollo de la planta involucra varios procesos simultáneos que están influenciados por la constitución genética, el medio ambiente y el manejo del cultivo (Hernández, 2007).

En diversos casos se reporta que plantas bajo adecuadas condiciones ambientales y manejo no muestran efectos positivos y rentables a la aplicación de estos compuestos; esto sugiere que cuando un cultivo está en una condición relativamente normal para desarrollo, no puede aceptar estímulos adicionales para ir más allá en su crecimiento y producción. Sin embargo, en cultivos que se encuentran en condiciones inadecuadas de manejo o ambiental, donde el crecimiento y la producción está debajo de lo potencial, la aplicación de biorreguladores se causan respuestas positivas (Hernández, 2007).

3.2.1.2. Uso de los biorreguladores en los cultivos

Los biorreguladores en la agricultura se los emplea para promover, controlar y manejar diferentes partes y estados de las plantas, así: Enraizamiento, terminación de dormancia, formación de flores, cuajado de fruto y su desarrollo, caída de órganos, tamaño de la planta, etc. Por lo tanto al aplicar los biorreguladores se alteran los procesos fisiológicos a través de efectos metabólicos (Hernández, 2007).

3.2.2. Definición de Hormona

Las sustancias reguladoras del crecimiento de las plantas desempeñan un papel muy importante en el crecimiento y desarrollo de las mismas. Este hecho lo enunció Went, hace muchos años, en su aseveración “sin sustancias de crecimiento, no hay crecimiento”. Went encontró que para desarrollarse longitudinalmente, los tejidos deben recibir sustancias de crecimiento (Weaver, 1996).

El término “hormona”, empleado correctamente, se aplica en exclusiva a los productos naturales de las plantas; sin embargo el término “regulador” no se limita a los compuestos sintéticos, sino que puede incluir también hormonas naturales. Dicho término cubre un terreno muy amplio, puede aplicarse a cualquier material que pueda modificar los procesos fisiológicos de cualquier planta (Weaver, 1996).

Las hormonas vegetales son aquellas sustancias que son sintetizadas en un determinado lugar de la planta y se translocan a otro, donde actúan a muy bajas

concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo ó metabolismo del vegetal (Infojardín, 2005).

Las **hormonas** son cualquier producto químico de naturaleza orgánica que sirve de mensajero químico, ya que es producido en una parte de la planta y tiene como "blanco" otra parte de ella (Gonzales *et al*, 1999).

Las hormonas vegetales regulan **procesos de correlación**, es decir que, recibido el estímulo en un órgano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta.

Interactúan entre ellas por distintos mecanismos:

- **Sinergismo:** la acción de una determinada sustancia se ve favorecida por la presencia de otra.
- **Antagonismo:** la presencia de una sustancia evita la acción de otra.
- **Balance cuantitativo:** la acción de una determinada sustancia depende de la concentración de otra.

Las fitohormonas tienen una función específica y característica de que actúan fisiológicamente a concentraciones muy bajas (10 microgramos/g) y regulan procesos de crecimiento y /o diferenciación. Se producen en todos los tejidos y pueden ejercer su influencia en la misma célula donde se forma, o bien se translocan a otro lugar para hacerlo (Díaz, 2005).

3.2.3. Clasificación de las hormonas vegetales

Las fitohormonas pertenecen a cinco grupos conocidos de compuestos que ocurren en forma natural, cada uno de los cuales exhibe propiedades fuertes de regulación del crecimiento en plantas. Se incluyen al etileno, auxinas, giberelinas, citoquininas y el ácido abscísico, cada uno con su estructura particular y activos a muy bajas concentraciones dentro de la planta (Gonzales *et al.* 1999).

3.2.4. Auxinas

Es un término genérico que se aplica al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente (Latorre, 1992).

Por lo general, esos compuestos son ácidos de núcleo cíclico insaturado o derivados de esos ácidos. Los precursores de auxinas son compuestos que se pueden transformar en auxinas dentro de las plantas (Latorre, 1992; Weaver, 1996).

3.2.4.1. Generalidades

Las auxinas se producen principalmente en los tejidos meristemáticos, tanto en el ápice de los tallos, como en el meristema subapical de la raíz, aunque de preferencia son producidas en las partes epigeas de las plantas y transportadas a las raíces (Latorre, 1992).

Las Auxinas son las fitohormonas responsables de las nastias y tropismos. Además participan en una gran variedad de fenómenos dentro de la planta. Así en el desarrollo del fruto es consecuencia de la liberación de auxinas por la semilla. De hecho

muchos cultivadores inducen el desarrollo del fruto en flores no polinizadas (frutos partenocárpicos) mediante la aplicación de auxinas a las flores (Carrillo, 2002).

En estudios realizados en Brasil en el cultivo de manzana, se han empleado con éxito auxinas sintéticas como el ácido naftaleno acético (ANA) y el ácido naftaleno acetamida (ANAm), estos productos tienen un efecto raleante del exceso de flores o frutos pequeños (Carrillo, 2002).

Según Maluenda y Reyes (2003), en todos los ensayos realizados en los cuales se mide elongación, el tejido crece a medida que lo hace la concentración de auxina hasta un cierto valor máximo. En este punto hay una inflexión y al aumentar la concentración, la elongación disminuye.

Las Auxinas son sustancias naturales que se producen en las partes de las plantas en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal. Afectan al crecimiento del tallo, las hojas y las raíces y al desarrollo de ramas laterales y frutos. Influyen en el crecimiento de estos órganos vegetales estimulando la elongación o alargamiento de ciertas células e inhibiendo el crecimiento de otras, en función de la cantidad de auxina en el tejido vegetal y su distribución (Carrillo, 2002).

Otro fenómeno gobernado por las auxinas es la dominancia apical o inhibición del desarrollo de las yemas laterales por la yema apical. Este hecho parece estar producido por el transporte descendente de auxina; así como la caída de las hojas y frutos y la iniciación de la raíz, también parece ser gobernada por las auxinas (Carrillo, 2002).

3.2.4.2. Biosíntesis

Las auxinas son utilizadas en fruticultura para la actividad de crecimiento (por división o alargamiento celular) y en particular en hojas jóvenes y en semillas en desarrollo.

En condiciones de estrés hay una baja en la síntesis de auxina y un aumento en la presencia de auxinas “unidas” (Wapedia, 2009).

La aplicación de auxinas a una planta, induce a que se sintetizen auxinas naturales en el tejido aplicado, aún cuando también puede inducir la síntesis de otras hormonas. Una aplicación de auxina a alta dosis puede estimular la síntesis de etileno y causar efectos negativos de crecimiento hasta la muerte de tejido (Wapedia, 2009).

3.2.4.3. Translocación

Las auxinas producidas en los tejidos vegetativos pueden ejercer su efecto en ese sitio, pero también se pueden translocar a otros sitios mediante un flujo hacia “abajo” y allá también ejercer su efecto. El transporte de las auxinas producidas en las raíces parece tener un flujo opuesto al de la parte vegetativa, mostrando ser hacia “arriba”. En ambos casos se reconoce que el floema es el tejido vascular por donde ocurre la translocación (Wapedia, 2009).

Las auxinas aplicadas a los cultivos no tienen mucha movilidad (excepto el 2, 4-D), lo cual se debe a que inmediatamente después de entrar al tejido se “unen” a proteínas y pierden capacidad de movimiento (Wapedia, 2009).

3.2.4.4. Tipos de Auxinas

Según Weaver (1996), se encuentra dos grupos de auxinas, las de origen natural y las sintéticas.

Dentro de las *auxinas de origen natural* se encuentran: Ácido indolacético (AIA), Acido Indolacetaldehído (Hilad), Acido Indolacetonitrilo (IAN), Glucobrascina, Acido Indolpirúvico (IP y A) y otras que se originan en base a la glucobrasicina (Weaver, 1996).

Entre las principales *auxinas sintéticas* se encuentran: Ácido indolbutírico (IBA), Ácido naftalenacético (ANA), Ácido fenoxiacético (POA), Acido 2,4—diclorofenoxiacético (2,4-D), Acido 4-clorofenoxiacético (4CPA), Acido 2,6-diclorofenoxiacético (2,6-D), Acido 4 — [(4-cloro-o-tolil) oxi] butírico (MCPB) y otro importante son los derivados del ácido Benzoico (Weaver, 1996).

3.2.4.5. Efectos Biológicos

Weaver (1996), manifiesta que dentro de los principales efectos de las auxinas encontramos los siguientes: Interviene en la Dominancia Apical, estimula las actividades cambiales, afecta los fenómenos de abscisión, expansión de las células de tallos y coleoptilos, estimulan la división celular, aceleran la floración, inducen al amarre de frutos y su desarrollo en algunas especies.

Entre los principales efectos de las auxinas se encuentran: Dominancia apical, Aumentar el crecimiento de los tallos, Promover la división celular en el cambium vascular y diferenciación del xilema secundario, Estimular la formación de raíces adventicias, Estimular el desarrollo de frutos (partenocárpicos en ocasiones), Fototropismo, Promover la división celular, Promover la floración en algunas especies, Promover la síntesis de etileno (influye en los procesos de maduración de los frutos), Favorece el cuajamiento y la maduración de los frutos,

Inhibe la abscisión ó la caída de los frutos

(Hernández, 2007).

3.2.4.6. Modo de acción

Las primeras teorías sobre el mecanismo de acción de las auxinas indican que producen un incremento en la plasticidad de las paredes celulares. Cuando se incrementa la flexibilidad de las paredes, disminuye la presión de ésta alrededor de la célula y la presión de turgencia causada por las fuerzas osmóticas en la savia vacuolar, hace que el agua entre a las células, provocando su expansión (Latorre, 1992; Weaver, 1996).

3.2.4.7. Las auxinas en el amarre y crecimiento de los frutos

En lo correspondiente al amarre del fruto, Weaver (1996), manifiesta que muchas auxinas sintéticas amarran frutos en las plantas. El mejor amarre, se ha obtenido con aplicaciones de 4 – CPA o BNOA. El AIA, resulta poco eficaz, debido a que es inestable en la luz, destruyéndose rápidamente en las plantas por los procesos oxidantes. Las auxinas resultan más efectivas en los frutos de muchos óvulos, como fresas, tomates, berenjena, naranjilla, rosa, tabaco, higo y calabaza; siendo ineficaces en el durazno, ciruela, cereza y otros frutos de hueso.

El mismo autor indica que el aumento del volumen de los frutos, se debe principalmente a la elongación celular. Por tanto, puesto que las auxinas controlan la expansión celular, se las considera capaces de desempeñar un papel predominante en la determinación de los patrones de crecimiento de los frutos. Hay dos líneas principales que respaldan esta hipótesis. En primer lugar, existe una correlación entre el desarrollo de las

semillas y el tamaño y forma final de los frutos; en segundo lugar, en la aplicación de auxinas en ciertos frutos, en etapas particulares de su desarrollo, provoca una respuesta de su crecimiento.

Además esta hipótesis se refuerza con el hecho de que la aplicación de auxinas sintéticas puede incrementar el volumen de muchos frutos o cambiar su patrón de crecimiento. El efecto de las aplicaciones de auxinas, en el aumento del volumen de los frutos, se ha utilizado con fines comerciales en varias plantas, como las zarzamoras, uvas, fresas y naranjas.

Crane (1959), citado por Weaver (1996), demostró el cambio que puede efectuarse en el patrón de crecimiento de los higos al aplicar 2,4,5 – T a los frutos (que presentan una curva sigmoide doble), al comienzo de una segunda etapa de crecimiento del fruto, el cual siguió creciendo y maduró en 60 días en lugar de los 120 que necesita normalmente. Esto se asevera debido a que los óvulos y semillas jóvenes son la fuente principal de auxinas.

3.2.4.8. Aplicaciones en la agricultura

Aunque las auxinas están reconocidas como hormonas muy importantes en el desarrollo de las plantas, su utilización comercial en la agricultura ha sido muy limitada en relación a otras.

En general, plantas tratadas con auxinas no muestran respuestas significativas en su crecimiento vegetativo (tallo, hoja), y solo hay ciertos procesos en donde se observan efectos directos (Wapedia, 2009).

Entre las aplicaciones de auxinas en la agricultura se destacan las siguientes:

- **Reproducción asexual.** Uno de los principales usos de las auxinas ha sido en la multiplicación asexual de plantas, sea por estacas, esquejes, etc. El AIB es la auxina más utilizada para este efecto por su estabilidad y poca movilidad; la otra utilizada ha sido el Ácido Naftalenacético, aunque es más móvil y por tanto menos consistente. En la micropropagación por cultivos de tejidos, las auxinas ANA y 2,4-D se utilizan para inducir la formación de raíces en los callos no diferenciados, así como para estimular la división de células (Wapedia, 2009).
- **Amarre de fruto.** Las auxinas pueden aumentar el amarre de frutos en ciertas especies y condiciones. En tomate con floración bajo clima frío nocturno, la aplicación de 4-CPA o Naftoxiacético estimula su amarre; sin embargo, su uso en condiciones normales no tiene efecto. En otros cultivos esta aplicación no tiene resultados o es inconsistente. En mezcla con otras hormonas puede favorecer el amarre en ciertas especies (Wapedia, 2009).
- **Crecimiento de fruto.** La aplicación de auxinas en la etapa de crecimiento por división celular de los frutos, puede estimular y aumentar el tamaño final del órgano; esto se ha logrado sólo con el 4- CPA y en especies muy definidas como las uvas sin semilla. En otras especies se observa deformaciones de follaje, retraso de maduración e irregularidad en tamaños de fruto. En general no hay efecto por la aplicación de auxinas para el alargamiento celular en los frutos, excepto algunos tipos fenoxi en cítricos (Wapedia, 2009).

- **Caída de frutos.** En algunos cultivos se requiere inducir la caída de frutos, y las auxinas (ANA principalmente) han sido efectivas para ese propósito. Esto puede ser para una eliminación parcial de frutos jóvenes y reducir la competencia, sea para mejorar tamaños de lo que quedaría en el árbol (manzano, pera) o bien para reducir efectos negativos hacia la formación de flores para el ciclo siguiente (manzano y olivo). El efecto de la auxina aplicada es por inducir la formación de etileno y causar aborto de embrión, con lo que se detiene su desarrollo y se induce la caída (Wapedia, 2009).
- **Retención de frutos.** Las auxinas también pueden utilizarse para regular un proceso totalmente opuesto al anterior: inhibir la caída de frutos en etapa madura. Ese efecto se logra con la aplicación de auxinas a frutos cercanos a maduración, los cuales por liberación natural de etileno pueden caer prematuramente antes de cosecha. Esto se utiliza en manzano, naranja, limón y Toronja, con ANA o 2.4-D. La respuesta se basa en una competencia hormonal auxina-etileno para inducir o inhibir la formación de la zona de abscisión en el pedúnculo de los frutos (Wapedia, 2009).
- **Acción herbicida.** Los compuestos 2.4-D, 3.5.6-TPA y el Picloram son hormonas que en bajas concentraciones actúan como el AIA, pero a altas dosis tienen una función tipo herbicida en algunas plantas. Ambos productos causan un doblado de hojas, detención del crecimiento y aumento en el grosor del tallo; todos estos síntomas son efectos tipo etileno (Wapedia, 2009).

- **Otros.** Algunos efectos adicionales observados con la aplicación de auxinas a los cultivos son: retraso en maduración de órganos, crecimiento de partes florales y estimular el flujo de fotosintatos. En ciertos casos se hacen aplicaciones de auxinas a altas dosis para inducir efectos tipo etileno, como la inducción de floración en Bromeliaceas o el estímulo de formación de flores femeninas en plantas dioicas (Wapedia, 2009).

3.2.5. Citoquininas

Las Citoquininas fueron descubiertas en la década de 1950 como factores que promueven la proliferación celular y mantienen el crecimiento de tejidos vegetales cultivados *in vitro*. Poco después de su descubrimiento Skoog y Miller propusieron que la formación de órganos en las plantas se debe al balance existente entre las citoquininas y las auxinas. Usando cultivos de tabaco, demostraron que un balance alto de auxinas favorecía la formación de raíces mientras que un balance alto de citoquininas favorecía la formación de tallos. Aparte de su papel como reguladores de la formación de nuevos órganos, las citoquininas también intervienen en la apertura de estomas, supresión de la dominancia apical e inhibición de la senescencia de las hojas entre otros procesos (Wapedia, 2009).

Las Citoquininas son reguladores de crecimiento naturales o sintéticos que promueven la citocinesis (división celular), en ciertos tejidos vegetales cortados en presencia de las auxinas. Niveles relativamente altos de esos compuestos se han hallado sobre todo en tejidos que presentan una división celular activa, como las semillas en germinación y los frutos jóvenes. Por tal razón las citoquininas se consideran promotores de la división celular (Latorre, 1992).

Es probable que las citoquininas se sintetizan en las puntas de las raíces y se desplacen por el xilema hacia las hojas, donde desempeñan importantes funciones en el metabolismo y envejecimiento (Weaver, 1996).

3.2.5.1. Generalidades

Las citoquininas son hormonas vegetales naturales que estimulan la división celular en tejidos no meristemáticos. Inicialmente fueron llamadas quininas, sin embargo, debido al uso anterior del nombre para un grupo de compuestos de la fisiología animal, se adaptó el término citoquinina (citokinesis o división celular). Son producidas en las zonas de crecimiento, como los meristemas en la punta de las raíces (Fitorreguladores, 2008).

Latorre (1992), indica que se denominan citoquininas a los reguladores del crecimiento, naturales o sintéticos que promueven la citocinesis, es decir la división celular en ciertos tejidos vegetales cortados en presencia de las auxinas.

Niveles relativamente altos de esos compuestos se han hallado sobre todo en tejidos que presentan una división celular activa, como las semillas en germinación y los frutos jóvenes. Por tal razón las citoquininas se consideran promotores de la división celular.

De igual forma se ha encontrado sustancias similares a la citoquininas en microorganismos y extractos de levadura (Pacheco, 1996).

3.2.5.2. Biosíntesis

Las Citoquininas se forman (sintetizan) en cualquier tejido vegetal: tallos, raíces, hojas, flores, frutos o semillas, aunque se acepta generalmente que es en las raíces donde se producen las mayores cantidades de estas hormonas (Wapedia, 2009).

Regularmente, hay mayor producción de citoquininas en sitios y momentos en los que haya iniciado un proceso de diferenciación celular y/o una intensa división celular, sea porque se requiere para inducir el proceso y/o porque las nuevas células formadas sintetizan mayores cantidades de esta hormona. Así, cualquier tejido o etapa de la planta que no presente actividad de crecimiento activo, estará produciendo pocas citoquininas en sus partes terminales (puntos de crecimiento) (Wapedia, 2009).

3.2.5.3. Translocación

El movimiento de las citoquininas producidas por la planta, puede ser hacia arriba o abajo de su sitio de síntesis, lo cual sugiere que estas hormonas se pueden mover en el xilema y el floema (Wapedia, 2009).

Las citoquininas pueden translocarse desde la raíz a los frutos o desde las semillas a la raíz; En todos los casos el flujo preferencial será hacia el tejido que esté demandando o necesitando de la hormona para sus funciones específicas (Wapedia, 2009).

Esto es válido con las citoquininas que la planta produce por efecto de la aplicación de citoquininas de manera externa, sobre todo de la familia de las fenilureas, de las que se ha demostrado su inmovilidad dentro del tejido vegetal (Wapedia, 2009).

3.2.5.4. Tipos de Citoquininas

Dentro de las citoquininas de origen natural encontramos 11 principales compuestos siendo los más importantes: Zeatina, 2iP (Similar a la Zeatina en cultivos de *Cornynebacterium fascinas* (bacteria) (Weaver, 1996).

En las Citoquininas sintéticas encontramos: 6 -furfurilaminopurina. (cinetina), 6 — Bencilo purina (BA), 6 — Bencilamino-9-(2-tetrahidropiranyl)- 9h-purina (PBA) (Weaver, 1996).

3.2.5.5. Efectos Biológicos

Según Latorre (1992), los principales efectos que presentan las citoquininas son los siguientes: Provocan la división celular, regulan la diferenciación en los tejidos, provocan elongación de algunas hojas y la elongación de segmentos de tallos etiolados, retrasan el envejecimiento de los tejidos vegetales, en plantas inferiores, facilitan el crecimiento de bacterias, de hongos, como de algas, entre las que se encuentra el acetabuaría y algunas algas rojas, inhiben el desarrollo de raíces laterales, rompen la latencia de las yemas auxiliares y promueven el desarrollo de los cloroplastos (Weaver, 1996).

Los efectos de las citoquininas en la célula son los siguientes:

1. Control del ciclo celular: Las citoquininas, en conjunción con las auxinas, controlan el ciclo celular de las células vegetales. Concretamente, las citoquininas regulan la entrada de la célula en la fase G₁ tras la mitosis, es decir, determinan el comienzo de un nuevo ciclo al promover la acumulación de ciclinas tipo D, que se unen a kinasas

dependientes de ciclinas G₁. También controlan la transición entre las fases G₂/M, el último punto de control antes del comienzo de la mitosis (Wapedia, 2009).

2. Control de la diferenciación celular: Las citoquininas regulan la formación y el desarrollo del tallo. Ejercen su papel regulando la expresión de genes que determinan la identidad del meristemo apical como *KNAT1* y *STM* (Shootmeristemless). En cultivo *in vitro*, las citoquininas promueven la formación de tallos en diversos tipos de explantos, como callos, hojas y cotiledones de diversas especies (Wapedia, 2009).

3. Control del desarrollo de los cloroplastos: Las citoquininas regulan la síntesis de pigmentos fotosintéticos en los cloroplastos junto con otros factores como la luz y el estado nutricional de la célula (Wapedia, 2009).

Los efectos de las citoquininas en las plantas son los siguientes:

1. Control de la dominancia apical: Aunque la dominancia apical está determinada principalmente por las auxinas, las citoquininas controlan la brotación de las yemas laterales. De esta forma, las citoquininas contribuyen a determinar la arquitectura de una planta (Wapedia, 2009).

2. Retraso de la senescencia foliar: Las citoquininas ralentizan el proceso de degradación de la clorofila, el RNA, los lípidos y las proteínas que ocurre en las hojas en el otoño o al ser separadas de la planta (Wapedia, 2009).

3. Expansión de los cotiledones: Durante la germinación, las citoquininas promueven la elongación de las células de los cotiledones en respuesta a la luz (Wapedia, 2009).

3.2.5.6. Modo de acción

Según Hall (1968); Kovoort y Klämbt (1968), citados por Weaver (1996), las citoquininas actúan a nivel molecular o de los genes, pero aún se desconoce su mecanismo de acción. En la actualidad se sabe que las citoquininas pueden incorporarse a ácidos nucleicos en las células.

3.2.5.7. Las Citoquininas en el amarre y crecimiento de frutos

Weaver y colaboradores (1996), manifiesta que se observó que la aplicación de BA y PBA, era efectiva en incrementar el amarre de frutos en los racimos de polinización abierta de dos variedades de *Vitis vinifera* sin semilla (“Black Corinto” y “Thompson Sedles”) y tres variedades con semilla (“Muscat of Alexandria”, “Tokay” y “Almería”). No obstante el PBA, más soluble y móvil, resultó ser siempre más eficaz que el BA. Tanto las auxinas como giberelinas, indujeron el amarre de fruta partenocárpica del higo “Calimyrna” y Crane (1965), citado por Weaver (1996), demostró que el PBA es también efectivo.

Se sabe que las citoquininas incrementan el DNA, el RNA y la síntesis de proteínas y que pueden movilizar metabolitos hacia la zona de aplicación de un compuesto. Se ha demostrado que las citoquininas son también efectivas para amarrar frutos en las flores emasculadas de ciertas variedades de manzano.

Con respecto al crecimiento de los frutos, Weaver (1996), manifiesta que los frutos en desarrollo son ricas fuentes de citoquinina que se encuentran en los tejidos donde se producen divisiones celulares rápidas.

Las más altas concentraciones se han encontrado en frutos jóvenes, sobre todo en sus semillas. Se obtuvieron extractos activos, a partir de frutos pequeños de manzana, membrillo, pera, ciruelo, durazno y tomate. (Weaver, 1996).

Las citoquininas desempeñan una función importante en la regulación de la división celular de los frutos del manzano y ciruelo y quizás también en la mayoría de los demás. (Weaver, 1996).

Se ha verificado que el tratamiento con citoquininas provoca que los frutos del manzano se ensanchen y desarrollen bien los lóbulos del cáliz. Cuando las manzanas “Delicious” se tratan con N – (purinil-6)- α -fenilglisina, PBA, BA y zeatina, en concentraciones de 100 a 500 ppm y cuatro días después de la floración completa, todos los compuestos estimularon el desarrollo de frutos alargados, con lóbulos del cáliz prominentes y bien desarrollados. (Weaver, 1996).

3.2.5.8. Aplicaciones en la agricultura

Una característica especial de estas hormonas, es que las dosificaciones necesarias para obtener una respuesta adecuada en los frutales y vegetales a los que se aplican, son muy bajas y que, adicionalmente a esta condición, se sabe que las plantas absorben una fracción aun mucho menor (Wapedia, 2009).

En todos estos casos, lo que se busca es incrementar la calidad, la cantidad y el calibre de los frutos. En la actualidad existen algunas formulaciones comerciales que se han manejado para manipular eventos fisiológicos, entre los cuales se destacan:

- **Amarre de fruto:** En varias especies se ha establecido que las citoquininas estimulan el amarre de los frutos y en particular en aquellos que son del tipo carnosos, este efecto se potencializa cuando la aplicación se hace junto con auxinas y giberelinas en bajas concentraciones (Wapedia, 2009).
- **Crecimiento de fruto:**

El crecimiento vegetal está determinado por la presencia de hormonas, particularmente las citoquininas, que son las que dan inicio a la formación de los órganos, entre los que están flores y frutos (Wapedia, 2009).

En los diferentes frutos carnosos (y no carnosos) **parte de su crecimiento ocurre por la división celular de sus tejidos**. Se conoce que esto es regulado por la presencia de citoquininas principalmente, más otras hormonas y otros compuestos (Wapedia, 2009).

El efecto de las aplicaciones de citoquininas en frutos cuando la división celular se encuentra en la fase de mayor intensidad, logra llevarlos a mayores tamaños y con mejor calidad, al incrementar el número de células de los frutos. Asimismo; los frutos logran mayor uniformidad en tamaños y en la calidad. (Wapedia, 2009).

El incremento en los rendimientos es una consecuencia natural de lo anterior. Para manipular este evento (crecimiento del fruto), hay que considerar diversos factores para lograr incrementar tamaño de fruto. Estos son:

- Los días desde flor a cosecha, siendo los días cortos más sensibles a ser manipulados vía citoquininas. (Wapedia, 2009).

- El número de semillas: frutos sin semilla o muchas semillas son más sensibles, frutos con pocas semillas son menos sensibles y frutos de una sola semilla (Carosos) son pocos sensibles. (Wapedia, 2009).
- El tipo de fruto: Frutos carnosos (acuosos) son más sensibles, frutos carnosos (oleosos) son menos sensibles, frutos secos son pocos sensibles. (Wapedia, 2009).
- La protección física, considerando que las citoquininas exógenas no son móviles dentro de la planta, si existe un fruto donde el ovario tenga protección física (pubescencias en kiwi, cáscara gruesa en banano o palto) va a ser más complicada la manipulación hormonal (Wapedia, 2009).

El incremento en el número de células de los frutos con la aplicación de citoquininas, no es la única forma de incrementar su peso y tamaño; dichas células deben ser llenadas vía nutrición vegetal y en algunos casos se echa mano de otras hormonas, como las giberelinas (ácido giberélico) para incrementar el tamaño de las propias células, incrementando con ello el tamaño final de los frutos, como es el caso de las uvas de mesa en cuya producción es frecuente el uso de dichas hormonas (Wapedia, 2009).

La cantidad, la calidad y el tamaño de los frutos, depende básicamente del manejo que se le dé al cultivo desde el punto de vista nutrimental-hormonal, y eso depende del o los técnicos agrónomos encargados de la producción y el manejo del agua de riego (Wapedia, 2009).

- **Crecimiento vegetativo:**

La actividad de las plantas se refleja en la continuidad de crecimiento de los brotes y sus hojas, lo cual repercute en mayor área foliar para maximizar la eficiencia fotosintética de los cultivos. Las citoquininas son partícipes de este proceso en cuanto a que los tejidos

activos producen esa hormona para estimular la división celular y con ello establecer una “base” o estructura sobre la cual continúe el crecimiento (Wapedia, 2009).

Con la aplicación de citoquininas no se obtiene una respuesta rápida de crecimiento como la que se obtiene con aplicación de ácido giberélico, ni se induce una clorosis del follaje; La respuesta es lenta pero vigorosa, preparando la planta para la producción de flores y frutos. En casos en que el crecimiento vegetativo haya estado bajo condiciones de estrés (exceso de agua, sequía, no fertilización (desbalance nutrimental), salinidad, calor extremo, frío intenso, carga excesiva, enfermedades, etc.), la respuesta a la aplicación de citoquininas es más efectiva especialmente cuando se hace inmediatamente después de que el cultivo ha salido de esa condición de estrés (Wapedia, 2009).

La aplicación de Citoquininas a plantas en etapa adulta (chiles, tomates, etc.) puede reactivar (rebrotar y volver a producir flores) al cultivo y mantener y prolongar así su crecimiento y su capacidad productiva. Sus efectos incluyen el retraso en el envejecimiento (Wapedia, 2009).

- **Desarrollo de yemas laterales:**

Las citoquininas pueden inducir la apertura de yemas laterales de ramas en diversas especies aunque dicho efecto se obtiene con concentraciones más altas. En situaciones de excesiva dominancia de la yema terminal hacia las laterales una aplicación de citoquininas puede reducir dicha influencia y parcialmente estimular la brotación lateral. Para este efecto se han manipulado vía citoquininas la brotación de yemas laterales algodón con excelentes resultados, y en uvas de mesa, cerezos, manzanos, y demás frutales en los que se busque formación de ramas productivas en años subsiguientes (Wapedia, 2009).

3.2.6. Brassinoesteroides

En 1979 científicos norteamericanos reportaron, que a partir de 40 Kg. del polen del nabo, habían extraído 4 mg de un nuevo estimulador del crecimiento vegetal de estructura esteroidal al cual denominaron *Brasinolida*. Luego, en las dos décadas posteriores, fueron publicados numerosos artículos científicos donde se hacía referencia al descubrimiento de más de 40 nuevos compuestos con estructura química y actividad biológica semejantes a la *Brasinolida*. Esta nueva familia de biorreguladores se denominó *Brassinoesteroides* (Red agrícola, 2007).

Los brassinoesteroides promueven diversos efectos sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas; entre los cuales se citan estimular el alargamiento y la división celular, incrementar la superficie foliar, la biomasa de las plantas y el rendimiento de diversos cultivos (Núñez *et al*, 2001; Mariña *et al*, 2002).

Debido a las amplias posibilidades de aplicación de los Brassinoesteroides en la agricultura, desde hace 20 años se desarrolla una intensa actividad científica en este tema en numerosas universidades y centros de investigación de diferentes países (Redagrícola, 2007).

3.2.6.1. Generalidades

Los brassinoesteroides son compuestos naturales que se encuentran en pequeñísimas cantidades en los órganos de las plantas, preferentemente en los tejidos y órganos más jóvenes. El primero de estos compuestos fue aislado del polen de la *Brassica napus* y el

esclarecimiento de su estructura se realizó en el año 1979 por científicos norteamericanos (Red agrícola, 2007).

En la actualidad se conocen más de 45 miembros de la familia de los brassinoesteroides, por lo que constituyen una amplia familia de compuestos, de potente actividad biológica (Red agrícola, 2007).

Según Sasse (1997), citado por Gonzales *et al*, (2005). Los brassinoesteroides desarrollan un papel independiente en las primeras etapas del crecimiento vegetativo, especialmente como promotores del crecimiento.

Ellos se caracterizan por producir la estimulación del alargamiento y de la división celular, del crecimiento vegetal, de la reproducción, la interacción con otras hormonas, el aumento de los rendimientos y la producción de biomasa en diferentes cultivos y el aceleramiento de la maduración de la cosecha. Además aumentan la resistencia de las plantas a plagas y a diferentes factores de estrés como alta salinidad, sequía, bajas y altas temperaturas y agentes químicos agresivos como plaguicidas y herbicidas.

Palhares *et al*, (2004), afirman que la aplicación de brassinoesteroides en las menores dosis lograron los mejores efectos sobre las variables medidas en los brotes, en especial sobre la longitud de estos, mejorando la elongación de los explantes de eucalipto utilizados, e incrementando el número de hojas como efecto de la aplicación de brassinoesteroides.

3.2.6.2. Los Brassinoesteroides y su papel en la acción biológica

A nivel de la acción biológica, se conoce que los brassinoesteroides promueven marcadamente el crecimiento de posturas, altura de la planta, grosor del tallo, longitud de la raíz principal, masa seca por planta, contenido de clorofila, área foliar y fotosíntesis.

Efectos notables han sido observados sobre la promoción de la elongación del tallo y otros tejidos vegetativos en una gran variedad de plantas a muy bajas concentraciones y en la regulación de la diferenciación de elementos traquearios en células aisladas del mesófilo de *Zinnia elegans*.

Además de su influencia en el crecimiento, los Brassinoesteroides usualmente influyen sobre otros aspectos de desarrollo de las plantas. En particular, su efecto sobre la reproducción, maduración, senescencia, en el gravitropismo, en el retraso de la abscisión de las hojas de citrus y explantes de frutos.

Diferentes autores observaron un fuerte sinergismo entre auxinas y brassinoesteroides. Esto demostró ser dependiente de la secuencia de tratamiento a las plantas y este apareció solo en casos donde el tratamiento con brassinoesteroides precedió al auxínico. Observaron, además que los inhibidores típicos para auxinas, tal como el ácido (p-clorofenoxi) isobutírico, suprimió la acción de los brassinoesteroides y la influencia asociada de ambas hormonas.

Se encontró que los brassinoesteroides cambian la composición de las citoquininas en las hojas. El tratamiento con epibrasinólida a plantas de cebada a dosis de 10-50 mg/ha resultó en un incremento de 6-12 veces del ribósido de Zeatina y una reducción de Zeatina.

3.2.6.3. Bioensayos y relación estructura-actividad

Según Álvarez (2005), El primer bioensayo usado para detectar y aislar la brassinolina (BL) y los brassinoesteroides del polen y más tarde para determinar la relación estructura-actividad de los brassinoesteroides sintéticos y sus análogos, fue el del segundo entrenudo del fríjol. Aunque en este bioensayo las giberelinas causan sólo alargamiento del entrenudo tratado y de los superiores, los brassinoesteroides provocan tanto el alargamiento como la

división celular, lo que resulta en una elongación, engrosamiento, curvatura y desdoblamiento del segundo entrenudo.

En general, los brassinoesteroides han sido probados para evaluar su actividad promotora del crecimiento vegetal en más de 20 bioensayos típicos para la actividad de giberelinas, auxinas y citoquininas. La respuesta de los brassinoesteroides y las giberelinas parecen ser ambas independientemente y aditivas. De acuerdo con esto, los brassinoesteroides pueden funcionar como giberelinas en un momento, como auxinas o citoquininas en otro.

En cuanto a la actividad de la brassinolida en algunos de los bioensayos típicos para giberelinas y citoquininas. Se determinó que la BL era muy activa en los bioensayos de la elongación de epicotilos de guisante enano e hipocotilo de frijol etiolado, respuestas típicas del ácido giberélico (GA₃) y no de las auxinas.

La BL al igual que el AG₃, inhibió la acumulación de betacianina en posturas de *Amaranthus* y previno la iniciación de raíces adventicias en hipocotilos de frijol mungo, frijol enano y pepino; sin embargo, la aplicación de BL promovió, en lugar de retardar, la senescencia de hojas de Rumex. El BL no interactúa sinérgicamente con el AG₃.

El AG₃ mostró una relación aditiva con la BL en el bioensayo de alargamiento celular del hipocotilo del frijol mungo, lo que sugirió que los dos promotores del crecimiento pueden actuar independientemente a nivel celular.

De forma general, los brassinoesteroides producen actividad a concentraciones más bajas que las efectivas para giberelinas.

Se encontraron incrementos en los niveles endógenos de AG₃ y ácido abscísico (ABA) en hipocotilos de pepino tratados con epibrasinólido. Después de 24 horas de tratamiento, la proporción de AG₃/ABA en hipocotilos tratados fue dos veces superior a la del control.

3.2.6.4. Tipos de Brassinoesteroides

Hasta el presente se ha logrado obtener una serie de productos denominados **BIOBRAS**, que por la actividad biológica que presentan y por la relación costo/beneficio son sumamente atractivos para las entidades agrícolas (Red agrícola, 2007).

Dentro de la serie **BIOBRAS** se ha desarrollado el **BIOBRAS-16**. Desde 1995, este producto se está utilizando con éxito en la agricultura cubana y se exporta hacia varios países de Latinoamérica (Red agrícola, 2007).

Otros brassinoesteroides además de los señalados, son el **B-2000**, indicado para frutales, el **BRASINOST-1** para hortalizas y el **BIOFLOR-1**, para flores y plantas ornamentales (Red agrícola, 2007).

3.2.6.5. Efectos Biológicos

Entre los principales efectos que producen se registran los siguientes: Favorecen la elongación y división celular en segmentos de tallos. Favorecen el desenrollamiento de las hojas. Favorecen el crecimiento de tubos polínicos. Promueven la diferenciación del xilema. Favorecen la germinación. Inhiben el crecimiento de las raíces y Retardan la abscisión de hojas (Sáenz *et al*, 2005).

Los brassinoesteroides impulsan el crecimiento de las plantas a base de potenciar el efecto de la fotosíntesis, le proporciona además a las plantas una protección natural contra el frío, escasez de agua y muerte prematura (Fertichem, 2006).

3.2.6.6. Modo de acción

Los brassinoesteroides tienen un amplio espectro de acción biológica:

1. Induce la elongación en:

- * Epicótilos.
- * Segmentos apicales
- * Segmentos de epicótilos

2. Estimulación del crecimiento de raíces y hojas de trigo (similares resultados fueron obtenidos en arroz, cebada, lechuga y apio. (Maluenda y Reyes, 2003).

3.2.6.7. Aplicaciones en la agricultura.

Se han realizado evaluaciones sobre los usos de los brassinoesteroides considerando que una acción importante de estos compuestos es acelerar la resistencia a varios tipos de

estrés, tales como *estrés de bajas temperaturas, de infección por hongos, a los daños por herbicidas y a la salinidad en el suelo.*

Según Núñez y Mazorra (2001), en el caso del *estrés de temperatura*, la acción de los brassinoesteroides resulta altamente efectiva en el desarrollo y crecimiento de frutos. Se realizó un ensayo en el cultivo de berenjena crecido a bajas temperaturas (temperatura diurna inferior a los 17 °C), el cual, a estas condiciones se caracteriza por un pobre desarrollo del fruto. Para verificar el efecto del brassinoesteroide se aplicó brassinolida con solución de 0.001 ppm en la floración; lo cual provocó un crecimiento normal del fruto.

Por ejemplo el brassinoesteroide B-2000, que entre otros efectos estimula la coloración de los frutos en cerezos, tomates y en variedades de uva de mesa en la cual cuesta trabajo alcanzar el color necesario para exportar. Este brassinoesteroide acelera el ciclo vegetativo, adelantando la madurez y permitiendo cosechas más precoces. “En algunos cultivos se logra cosechar antes de la fecha general. En las cerezas logramos adelantos de hasta una semana en la cosecha. Otra de las cualidades de este brassinoesteroide, es que se incrementan las defensas naturales de las plantas frente a condiciones de estrés biótico –como ataques de plagas- y abiótico –como estrés hídrico, térmico o salino. (Red Agrícola, 2007).

3.3. AMARRE, CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE FRUTOS

3.3.1. Fisiología del amarre de frutos

Se considera el amarre del fruto, como el crecimiento rápido del ovario que sigue por lo común a la polinización y la fertilización. Por lo común se producen simultáneamente otros cambios, como el marchitamiento de pétalos y estambres. En muchas plantas,

incluyendo la vid, el amarre del fruto conlleva la abscisión de muchas de las flores y frutos que no amarran. En ciertas especies, el amarre de los frutos se induce partenocárpicamente (Weaver, 1996).

3.3.1.1. Polinización y fertilización

La polinización es la transferencia de polen de la antera a los estigmas. Los granos de polen desarrollan tubos polínicos que crecen, descendiendo por el estilo hasta el interior del ovario. Por lo común, al llegar al ovario, el tubo polínico entra en el micrópilo y penetra los tejidos nucleares al saco embrionario. Los núcleos de esperma se salen del tubo polínico y uno de ellos se fusiona con la célula del huevo (Weaver, 1996).

La “fertilización” se define como la fusión entre el gameto masculino y el femenino, que da forma al cigoto. Los otros núcleos del esperma, se fusionan con los otros dos del saco embrionario para formar el núcleo primario del endospermo. El cigoto tiene dos veces el número de cromosomas que el esperma o huevo, y el núcleo del endospermo tiene un número triple de cromosomas que el esperma o huevo (Weaver, 1996).

3.3.1.2. Detención del crecimiento de ovarios no polinizados

El ovario no se desarrolla después de la antesis, a menos que se produzca la fertilización y se inicie la partenocarpia. En muchas especies, se desprende la flor completa, sin que se produzca polinización; sin embargo, en ciertas plantas, como el pepinillo, los ovarios permanecen adheridos aún cuando la polinización no tenga lugar (Weaver, 1996).

Los ovarios no polinizados dejan de crecer un día después de la floración, mientras que los frutos polinizados se desarrollan para constituir frutos grandes. Así pues, un ovario necesita algo más que una mera conexión con la planta madre, para desarrollarse en un fruto. La presencia de un ovario en una planta, es un requisito previo y no causa del amarre del fruto y su crecimiento (Weaver, 1996).

3.3.1.3. Partenocarpia

La partenocarpia es el desarrollo de los frutos sin fertilización del óvulo. En la naturaleza ocurren dos tipos de partenocarpia. En la *partenocarpia vegetativa*, los frutos se desarrollan sin polinización. Por ejemplo de esos frutos se tiene la piña, la naranja “Washington Navel”, el plátano cultivado y el níspero; así como algunas variedades de higo y pera. En la *partenocarpia estimulativa*, que se produce en especies como la vid “Black Corinth”, el amarre del fruto resulta del estímulo de la polinización, sin fertilización posterior (Weaver, 1996).

Luckwill (1947), citado por Weaver (1996), la partenocarpia puede considerarse como la etapa final de una secuencia en la que el desarrollo de los frutos se vuelve progresivamente independiente del desarrollo de las semillas.

Cabe recalcar que algunos frutos dependen totalmente de sus semillas; tal es el caso de la fresa, en la cual la eliminación de los aquenios (conocidos comúnmente como semillas) en cualquier etapa del desarrollo, provoca el cese del crecimiento del fruto (Weaver, 1996).

En otros frutos como la manzana, el crecimiento de los frutos requiere la presencia de semillas hasta que estos alcanzan aproximadamente un tamaño del tercio del normal; sin embargo, el tejido del receptáculo sintetiza posteriormente, suficientes hormonas para el crecimiento de los frutos (Weaver, 1996).

3.3.2. Fisiología del desarrollo de frutos

3.3.2.1. Expansión del fruto

División celular.- En gran parte, el aumento de volumen que se asocia al crecimiento de los frutos es resultado de la división o expansión celular o ambas cosas a la vez. Además, en algunos frutos como la manzana, la expansión de los espacios intercelulares puede

contribuir también al crecimiento de los frutos, sobre todo durante las últimas etapas. Por lo general, el crecimiento mediante la división celular predomina en las primeras etapas de crecimiento, mientras que el crecimiento por medio de la expansión celular predomina durante las últimas, pero hay gran variación entre las especies (Weaver, 1996).

La etapa de división celular se yuxtapone por lo común a la de expansión. En una especie de tomate (*Lycopersicum pimpinellifolium*), prosiguen ciertas divisiones celulares después de la madurez, mientras que en el *Lycopersicum esculentum*, la división cesa en el momento de la antesis (Houghtaling, 1935), citado por (Weaver, 1996).

En estas especies, después de la antesis todo el crecimiento de los frutos se debe a la expansión celular. En otros puntos varía la duración de la división celular, después de la antesis (Weaver, 1996).

En el manzano y el durazno, la división cesa tres o cuatro semanas después de la floración; en el aguacate y la fresa, persiste hasta la madurez. Se producen patrones más complicados de desarrollo, en algunos frutos en los que la división celular cesa diferentes momentos, en partes distintas de los frutos (Weaver, 1996).

Aumento de volumen.- Los grandes aumentos de tamaño son característicos del crecimiento de los frutos. El grosollero negro Europeo, sufre un aumento centuplicado en un periodo de diez semanas, y el manzano puede aumentar seis mil veces de volumen durante un periodo de crecimiento de 20 semanas (Luckwill, 1957, 1959), citado por (Weaver, 1996).

3.3.2.2. Crecimiento del fruto

El periodo de crecimiento de los frutos varía desde una o dos semanas, hasta varios años; sin embargo, por lo común los frutos se inician y maduran al cabo de varios meses (Weaver, 1996).

3.3.2.3. Curvas de crecimiento de frutos

Las curvas de crecimiento de frutos se construyen siguiendo las variaciones de un parámetro considerado (diámetro ecuatorial, peso, etc.) en función del tiempo. También se pueden construir realizando un recuento de células a través del tiempo, con lo cual se tiene una idea de la tasa de crecimiento y del número de divisiones celulares que tuvieron los frutos (Raffo *et al.* 2007).

Pueden observarse dos tipos distintos de curva de crecimiento de los frutos, cuando se tratan variables como el volumen, peso fresco, peso en seco y diámetro del fruto, en función del tiempo transcurrido después de la antesis (Weaver, 1996).

Muchas plantas, incluyendo el manzano, peral, tomate, pepino y fresa, así como muchos órganos vegetales, muestran una curva sigmoideal suave.

El crecimiento de otros frutos como son higos, grosellas, uvas, arándanos y muchos frutos de hueso, incluyendo cerezas, olivos, albaricoques, duraznos y ciruelas, se caracterizan por una curva sigmoidea doble.

En este tipo, dos periodos de crecimiento rápido quedan divididos por un periodo intermedio cuando se produce menos crecimiento o ningún aumento de volumen se produce (Weaver, 1996).

Una curva sigmoide doble puede considerarse como dos curvas sigmoideas sucesivas. Así, hay *tres etapas claramente definidas de crecimiento*.

Primera etapa: (División celular).- En esta etapa el ovario y su contenido crecen rápidamente, con excepción del embrión y el endospermo (Weaver, 1996).

Segunda etapa: Crecimiento rápido del embrión y el endospermo, la lignificación del endocarpio y el crecimiento leve de las paredes del ovario (Weaver, 1996).

Tercera etapa: Se produce un rápido crecimiento del mesocarpio, provocando el hinchamiento final del fruto, que va seguido de la maduración (Weaver, 1996).

Crecimiento de frutos sigmóideos dobles

Se han realizado varios estudios acerca del desarrollo de variedades de frutos que presentan una curva sigmoide doble. Aún no se explica la razón de que el periodo de crecimiento lento (etapa 2), tenga lugar entre otros dos de crecimiento rápido, en esas especies (Weaver, 1996).

Durante muchos años se consideró que la causa era la competencia entre el embrión y el pericarpio por la obtención de nutrientes; sin embargo, tal teoría no resulta válida debido a que los frutos partenocárpicos muestran el mismo patrón de crecimiento que los polinizados, que contienen semillas. En ciertas especies, el crecimiento que se produce durante la división celular (etapa 1), tiene correlación estrecha con el contenido de auxinas (Weaver, 1996).

Coombe (1960), citado por Weaver (1996), postuló la hipótesis de que la presión osmótica, resultante de la acumulación de azúcares en los granos, se encarga de la iniciación de la etapa 3, ya que la entrada de agua al fruto provoca la expansión celular y el crecimiento. Posteriormente Maxie y Crane (1968), citados por Weaver (1996), propusieron que el etileno inicia el crecimiento que tiene lugar a la etapa 3.

- *Las auxinas y el crecimiento de los frutos*

El aumento del volumen de los frutos, se debe principalmente a la elongación celular. Por lo tanto, debido a la acción de las auxinas hay un marcado control de la extensión celular, por lo que desempeñan un papel predominante en la determinación de los patrones de crecimiento de los frutos (Weaver, 1996).

Cabe recalcar que existe una correlación entre el desarrollo de las semillas y el tamaño y forma final de los frutos (Weaver, 1996).

El efecto de las aplicaciones de auxinas en el aumento del volumen de los frutos, se ha utilizado con fines comerciales en varias plantas, como uvas, fresas, naranjas.

Crane (1949), citado por Weaver (1996), demostró en un ejemplo sorprendente el cambio que puede efectuarse en el patrón de crecimiento de los higos. Al aplicar 2, 4, 5-T a los frutos de la higuera (que presenta una curva sigmoide doble) al comienzo de la segunda etapa del crecimiento, el fruto siguió creciendo y maduró en 60 días en lugar de los 120 que necesita normalmente.

- ***Las citoquininas y el crecimiento de los frutos***

La presencia de citoquininas en los frutos se encuentra en su mayor parte en los tejidos donde se producen divisiones celulares rápidas. Las más altas concentraciones se han registrado en frutos jóvenes, sobre todo en sus semillas. Las citoquininas desempeñan una función importante en la regulación de la división celular de los frutos del manzano, ciruelo y quizá también de la mayoría de los demás (Weaver, 1996).

Aplicaciones actuales y potenciales de las sustancias de crecimiento, en el control del desarrollo de los frutos.

La utilización de sustancias de crecimiento en el control del amarre, volumen y maduración de los frutos, gana cada vez más importancia en la agricultura. Lo más común es utilizar compuestos de tipo auxínico para inducir el amarre.

También resulta conveniente reducir el amarre de fruta en ciertas circunstancias: Cabe recalcar que bajo ciertas condiciones ambientales, el amarre se reduce o impide, debido a que la producción de reguladores de crecimiento es baja; sin embargo, puede elevarse al nivel deseado mediante la aplicación de hormonas sintéticas (Weaver, 1996).

El volumen de los frutos es un factor determinante e importante de las posibilidades de venta en el mercado. Con frecuencia pueden utilizarse sustancias de crecimiento a fin de producir frutos mayores y más atractivos, aquellos que prefiere la mayoría de los consumidores (Weaver, 1996).

Mediante el retraso o apresuramiento de la maduración, el agricultor puede utilizar las demandas altas de fruta, en tanto que la maduración temprana le permite evitar condiciones ambientales desfavorables o ampliar el periodo de mercadeo (Weaver, 1996).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. CAMPO EXPERIMENTAL

El presente estudio se llevó a cabo en la finca “El Paraíso” ubicada en la localidad de Nanegalito.

4.1.1. Localización y ubicación astronómica

Provincia: Pichincha

Cantón: Quito

Parroquia: Nanegalito

Localidad: Nanegalito

Sector: La Armenia, Finca. “El Paraíso”

Altitud: 1633 m.s.n.m.

Latitud: 0° 4' 47" Norte

Longitud: 78° 42' 13" Oeste

4.1.2. Características Climáticas

Según CAÑADAS, Nanegalito corresponde a la formación ecológica bosque húmedo Montano Bajo (bh-MB) según la clasificación de Holdrige.

Datos obtenidos de la estación meteorológica “Nanegalito M339” en SIGAGRO del MAG (2008) indican:

- Precipitación promedio anual: 2400 - 2500mm.
- Temperatura promedio anual: 18 °C.

4.2. MATERIALES DE CAMPO

Se utilizaron 72 plantas de naranjilla, genotipo (cruce entre Var. Palora y Var. Puyo) que ya se encontraban establecidas en el campo.

Cabe recalcar que las plantas seleccionadas tenían la edad de 6 meses y un óptimo desarrollo vegetativo, lo cual se tomó en cuenta para la selección de las unidades experimentales.

4.2.1. Herramientas y Equipos

- Cámara fotográfica
- Tijeras de poda.
- Cintas de identificación.
- Registros de campo.
- Calibrador (Pié de Rey).
- Bomba de 2 litros.
- Azadilla
- Machete
- Orquetas (apuntalamiento)

4.2.2. Biorreguladores

- Hormonagro 4 (ANA), (Auxinas).
- Cytokin, (Citoquininas).
- Brassinolina, (Brassinoesteroides).
- Dacocida, (2, 4 – D Ester Butílico), (Auxinas).

4.3. MATERIALES DE LABORATORIO

- Balanza electrónica.
- Brixómetro o Refractómetro.

4.4. MATERIALES DE OFICINA

- Computadora
- Internet

4.5. MÉTODOS

4.5.1. Factores en Estudio

4.5.1.1. Biorreguladores

Los biorreguladores utilizados en el ensayo fueron:

Cuadro 3. Descripción de los biorreguladores que se utilizaron en la investigación con su respectivo ingrediente activo.

| N. Común del producto | N. Comercial del producto | % i.a. | Tipo de Producto |
|-----------------------|---------------------------|--------|------------------|
| Hormonagro 4 (ANA) | Hormonagro 4 | 17.2% | Auxina |
| Citoquinina | Cytokin | 0.01% | Citoquinina |
| Brassinolina | Brassinolina | 0.01 % | Brassinosteroide |
| 2,4-D Ester Butílico | Dacocida (2-4-D) | 40 % | Auxina |

4.5.1.2. Dosis

Las dosis utilizadas en el ensayo fueron:

Cuadro 4. Dosis utilizadas de los biorreguladores.

| Producto | Dosis (bomba de 2 litros) |
|--|---------------------------|
| Brassinolina Dosis 1 (0.1 g menos de la dosis recomendada) | 0.2 g |
| Brassinolina Dosis 2 (Dosis recomendada) | 0.3 g |
| Brassinolina Dosis 3 (0.1 g más de la dosis recomendada) | 0.4 g |
| Cytokin | 5 cc |
| Hormonagro 4 (ANA) | 1cc |
| Dacocida (2-4-D) | 0.2 cc |

Se realizaron 4 aplicaciones de los biorreguladores con un intervalo de 8 días entre cada aplicación.

4.5.2. TRATAMIENTOS EN ESTUDIO

Los tratamientos correspondientes a las dosis de brassinolina más los otros productos en estudio son los siguientes:

T1 = Aplicación del producto Brassinolina (0.1 g menos de la dosis recomendada).

T2 = Aplicación del producto Brassinolina (Dosis recomendada).

T3 = Aplicación del producto Brassinolina (0.1 más de la dosis recomendada).

T4 = Aplicación del producto Hormonagro 4 (ANA).

T5 = Aplicación del producto Cytokin.

T6 (TESTIGO) = Aplicación del producto Dacocida 2,4 – D.

En el Cuadro 5 se representa los tratamientos en estudio con sus respectivas dosis de aplicación.

Cuadro 5. Tratamientos realizados en la investigación con su respectiva nomenclatura

| No.Trat. | Producto | Dosis (bomba de 2 litros) |
|----------|--------------------|----------------------------|
| T1 | Brassinolina | 0.2 g |
| T2 | Brassinolina | 0.3 g |
| T3 | Brassinolina | 0.4 g |
| T4 | Hormonagro 4 (ANA) | 1cc |
| T5 | Cytokin | 5 cc |
| T6 | Dacocida (2-4-D) | 0.2 cc |

4.5.3. VARIABLES EN ESTUDIO

Las variables que se evaluaron de la investigación corresponden a la fase de campo y fase de laboratorio.

- Número de flores/inflorescencia: Se seleccionaron cinco inflorescencias de cada planta, en las cuales se registró el número de flores presentes; esta variable se tomó al inicio de la primera aplicación de los biorreguladores.
- Época de aplicación de los biorreguladores: Se realizó cuatro aplicaciones en las siguientes épocas: Flor abierta y Flor cerrada, y se determinó que la mejor época para la aplicación es ***Flor cerrada***.
- Porcentaje de amarre: Para la determinación del % de amarre, se comparó el promedio de flores presentes al inicio del ensayo vs el promedio de frutos cuajados en la cuarta aplicación de las tres repeticiones.
- Diámetro ecuatorial (cm) de los frutos cosechados: Se realizó tres mediciones de los frutos seleccionados con un calibrador (Pie de Rey) y se obtuvo los promedios parciales de cada tratamiento y con estos resultados se determinó el promedio general para esta variable en estudio; posteriormente se elaboró la curva de crecimiento de los frutos.
- Peso promedio en (g) de 10 frutos/planta: Se seleccionó 10 frutos por tratamiento y se procedió a pesarlos en la balanza electrónica siguiendo el protocolo establecido para pesaje de frutos. Esta variable se realizó al momento de la cosecha de los frutos.

- °Brix: Se eligieron de tres a cinco frutos en estado de madurez de cada tratamiento; luego se realizó un corte transversal a nivel de la línea ecuatorial obteniéndose dos partes iguales de la fruta; posteriormente se realizó cuatro cortes iguales de las partes anteriormente procesadas. Se realizó la lectura del porcentaje de sólidos solubles (°Brix) mediante el Brixómetro o Refractómetro. La evaluación y toma de datos de esta variable se realizó en el área de procesamiento de vegetales del IASA.
- Coloración de la pulpa: Se determinó una escala convencional para la coloración y consistencia de la pulpa, y de acuerdo a este parámetro se identificó los frutos evaluados de cada tratamiento.

4.5.4. MÉTODOS

4.5.4.1. Diagnóstico de la localidad

Se realizó un diagnóstico visual de la topografía, el tipo de suelo, la factibilidad y adaptabilidad del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo) a las condiciones agroclimáticas de la zona, la condición física y fisiológica de las unidades experimentales (plantas), las cuales ya se encontraban establecidas en el campo con una edad de 6 meses como se muestra en la Figura 1.



Figura 1. Diagnóstico de la localidad

Para realizar este diagnóstico se tomó en cuenta los parámetros del cultivo en lo referente a adaptabilidad y resistencia a plagas y enfermedades.

4.5.4.2. Selección de las unidades experimentales (plantas)

Primero se realizó la selección visual de las plantas de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo) en base a su aspecto, vigor, conformación (biomasa), potencial de floración, producción de inflorescencias y frutos. La Figura 2 representa las observaciones del potencial de floración y producción de inflorescencias y frutos de las plantas. La Figura 3 representa las observaciones del aspecto, vigor y conformación (biomasa) de las plantas.



Figura 2. Observaciones del potencial de floración y producción de inflorescencias y frutos de las plantas de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo).



Figura 3. Observaciones del aspecto, vigor y conformación (biomasa) de las plantas de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo).

Luego de haber seleccionado las plantas se formaron las unidades experimentales, las cuales quedaron conformadas por 4 plantas. Posteriormente se establecieron los bloques respectivos (repeticiones), anotando que dos de estos se establecieron en el área con presencia de especies forestales, las cuales les daban mayor sombra y lógicamente un mayor aporte de materia orgánica (Figura 4, a y b).



a)

b)

Figura 4. Bloque 1 y Bloque 2 con cultivo de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el docel de especies arbóreas (a y b).

La restante repetición se encontraba a campo abierto, cumpliendo de esta manera el criterio del establecimiento de los bloques (repeticiones) que sean heterogéneos entre sí pero homogéneos dentro (Figura 5, a y b).



a)

b)

Figura 5. Bloque 3 con cultivo de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), a campo abierto (a y b).

4.5.4.3. Selección de inflorescencias

Para la selección de las inflorescencias evaluadas, se tomó en cuenta los siguientes aspectos: el número de flores presentes por inflorescencia y el estado fenológico de las inflorescencias (flores abiertas y cerradas) como se muestra en las Figuras 6 y 7.

Figura 6. Inflorescencia con flores abiertas. Figura 7. Inflorescencia con flores



cerradas.

En base a estos aspectos se seleccionaron 5 inflorescencias por unidad experimental (planta); resultando en total 20 inflorescencias por tratamiento ya que cada tratamiento comprende 4 unidades experimentales (plantas) por repetición.

4.5.4.4. Identificación y etiquetado de inflorescencias

Se realizó el etiquetamiento de las inflorescencias seleccionadas identificando cada tratamiento con un color representativo. Los colores asignados para los tratamientos fueron: T1 (etiqueta de color verde), T2 (etiqueta de color amarillo), T3 (etiqueta de color azul), T4 (etiqueta de color rosa), T5 (etiqueta de color anaranjado), T6 (etiqueta de color blanco). En la Figura 8 se representa la identificación de etiquetas por tratamientos.



Figura 8. Identificación de etiquetas por tratamientos

Cada etiqueta asignada contenía la siguiente nomenclatura: Tratamiento, Planta, Inflorescencia y Repetición. Ej. T1P1I1R1 como se muestra en la Figura 9.



Figura 9. Sistema de etiquetado de tratamientos en la inflorescencia

4.5.4.5. Registro de número de flores por inflorescencia

Se levantó un registro del número de flores por inflorescencia de cada tratamiento en el cual se anotó las flores presentes en cada inflorescencia especificando su estado fenológico (abierta o cerrada) antes de las aplicaciones de los biorreguladores.

4.5.4.6. Aplicaciones de los biorreguladores

Se realizaron cuatro aplicaciones consecutivas de los biorreguladores con sus respectivas dosis de forma localizada a las inflorescencias con un intervalo de 8 días entre cada aplicación utilizando una bomba de 2 litros. En la Figura 10 se representa la aplicación localizada a la inflorescencia.



Figura 10. Aplicación localizada a la inflorescencia.

4.5.4.7. Registro de las aplicaciones de biorreguladores por inflorescencias, tratamientos y repeticiones

En el lapso entre una y otra aplicación se registró el número de flores abiertas, el número de frutos cuajados, el número de flores caídas y el número de flores presentes después de cada aplicación por inflorescencia, por tratamiento y por repetición. Con los datos obtenidos se obtuvo el promedio de cada repetición y posteriormente el promedio general del número de flores abiertas, del número de frutos cuajados y el porcentaje de amarre de frutos.

Se identificaron cuatro estados de las inflorescencias hasta el amarre y desarrollo de los frutos como se muestra en las Figuras 11, 12, 13 y 14.



Figura 11. Estado 1: Flores abiertas y cerradas.



Figura 12. Estado 2: Inicio de cuajamiento de frutos.



Figura 13. Estado 3: Crecimiento y desarrollo de frutos.



Figura 14. Estado 4: Crecimiento final y maduración de frutos.

4.5.4.8. Medición del Diámetro Ecuatorial (cm)

Se realizaron tres mediciones del diámetro ecuatorial (cm) de los frutos seleccionados con el calibrador Pie de Rey, luego de cada tratamiento y posteriormente se registraron los promedios de cada tratamiento (Figura 15).



Figura 15. Medición del diámetro ecuatorial con Pie de Rey.
4.5.4.9. Pesaje de frutos

Se recolectaron 10 frutos de cada tratamiento y de cada repetición; y se procedió a pesarlos en la balanza electrónica; posteriormente se registró dichos pesos y se calculó el promedio general en base a los promedios parciales de cada tratamiento. (Figura 16).



Figura 16. Pesaje de frutos en la balanza electrónica.

4.5.4.10. Medición de °Brix

Para la medición de los °Brix, se seleccionaron de tres a cinco frutos en estado de madurez de cada tratamiento, luego se realizó un corte transversal del fruto a nivel de la línea ecuatorial obteniéndose dos partes del fruto; posteriormente se realizó otro corte en cuatro partes iguales de las cuales se extrajo el jugo (gotas) para realizar la medición del contenido de sólidos solubles (°Brix) utilizando un Brixómetro o Refractómetro.

En la Figura 17 se muestra el tipo de corte que se realizó al fruto para la medición de °Brix.

En la Figura 18 se demuestra la forma de extracción del jugo (gotas) para la medición de °Brix.



Figura 17. Corte en cuatro secciones para la medición de °Brix



Figura 18. Extracción del jugo (gotas) para medición de sólidos solubles en Brixómetro.

4.5.4.11. Identificación y registro de la Coloración de pulpa

Se levantó un cuadro de la coloración de pulpa, en el cual se identificó en forma visual la coloración predominante de los frutos de cada tratamiento con su respectiva descripción tal como se muestra en la Figura 19 a y b.



a)



b)

Figura 19. Cortes de fruto para determinar coloración de la pulpa. (a y b).

V. RESULTADOS Y DISCUSION

5.1 NUMERO DE FLORES POR INFLORESCENCIA

Al establecer el análisis de variancia para el número de flores por inflorescencia de naranjilla bajo el efecto de los niveles de brassinolina, no se detectó diferencias estadísticas para repeticiones y tratamientos, así como en cada una de las comparaciones y polinomios ortogonales establecidos (Cuadro 6).

El promedio general del número de flores por inflorescencia fue de 13.04, con un coeficiente de variación de 14.76 %, coeficiente adecuado para este tipo de variable.

Cuadro 6. Análisis de Varianza para el Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Fuentes de Variación | GL | Suma de Cuadrados | Cuadrados Medios | F |
|-----------------------|-----|-------------------|------------------|----------|
| Total | 17 | 69.88 | | |
| Repeticiones | 2 | 4.83 | 2.42 | 0.65 n.s |
| Tratamientos | (5) | 28.01 | 5.60 | 1.51 n.s |
| Testigo vs. Resto | 1 | 0.11 | 0.11 | 0.03 n.s |
| T4, T5 vs. T1, T2, T3 | 1 | 0.04 | 0.04 | 0.01 n.s |
| T4 vs. T5 | 1 | 2.04 | 2.04 | 0.55 n.s |
| BRS lineal | 1 | 7.26 | 7.26 | 1.96 n.s |
| BRS cuadrática | 1 | 8.41 | 8.41 | 2.27 n.s |
| Error | 10 | 37.04 | 3.70 | |
| X (N°) | | | 13.04 | |
| CV (%) | | | 14.76 | |

Si bien no se encontró diferencias estadísticas para los diferentes tratamientos en estudio, vale indicar que con la dosis intermedia de brassinolina se logró el mayor número de flores por

inflorescencia, mientras que el menor promedio correspondió a la utilización del Dacocida (2,4 - D). (Cuadro 7, Figura 20).

Cuadro 7. Promedio del Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Tratamientos | | Nº de Flores por inflorescencia |
|-----------------------|-------------|---------------------------------|
| T1 Brassinolina | (0.2 g/2L) | 11.63 |
| T2 Brassinolina | (0.3 g/2L) | 14.78 |
| T3 Brassinolina | (0.4 g/2L) | 13.83 |
| T4 Hormonagro 4 (ANA) | (1 cc/2L) | 13.90 |
| T5 Cytokin | (5 cc/2L) | 12.73 |
| T6 Dacocida (2-4-D) | (0.2 cc/2L) | 11.35 |

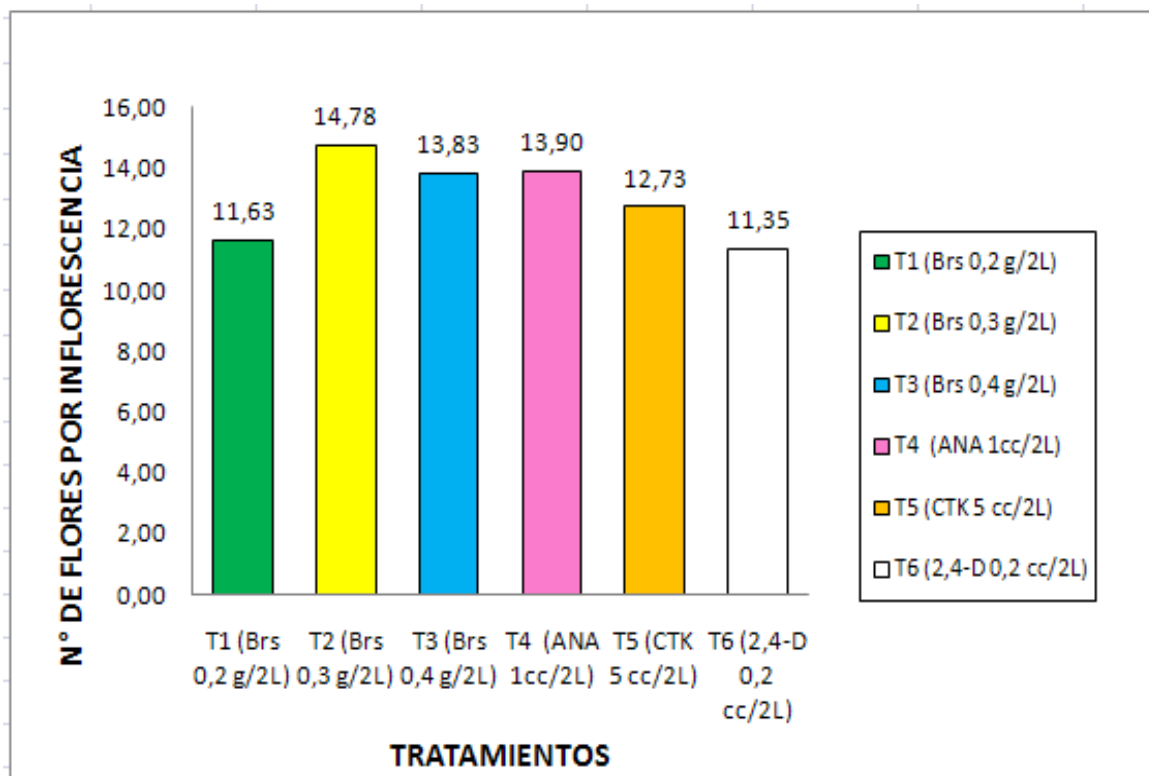


Figura 20. Promedio del Número de flores por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

5.2. NUMERO DE FLORES ABIERTAS POR INFLORESCENCIA

En el análisis de variancia para el número de flores abiertas por inflorescencia de naranjilla, no se encontró diferencias estadísticas para repeticiones, mientras que los tratamientos se diferenciaron al nivel del 1 %, además se encontró diferencias estadísticas al comparar el testigo Dacocida (2,4 - D) vs el resto de tratamientos, las demás comparaciones y polinomios ortogonales no manifestaron significación estadística (Cuadro 8).

El número promedio de flores abiertas por inflorescencia fue bajo, alcanzando apenas un promedio de 0.66, con un coeficiente de variación de 24.41 %

Cuadro 8. Análisis de Varianza para el Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Fuentes de Variación | GL | Suma de Cuadrados | Cuadrados Medios | F |
|-----------------------|-----|-------------------|------------------|----------|
| Total | 17 | 1.21 | | |
| Repeticiones | 2 | 0.09 | 0.04 | 1.68 n.s |
| Tratamientos | (5) | 0.87 | 0.17 | 6.77 ** |
| Testigo vs. Resto | 1 | 0.48 | 0.48 | 18.66 ** |
| T4, T5 vs. T1, T2, T3 | 1 | 0.0014 | 0.0014 | 0.05 n.s |
| T4 vs. T5 | 1 | 0.00015 | 0.00015 | 0.01 n.s |
| BRS lineal | 1 | 0.09 | 0.09 | 3.47 n.s |
| BRS cuadrática | 1 | 0.02 | 0.02 | 0.76 n.s |
| Error | 10 | 0.26 | 0.03 | |
| X (N°) | | | 0.66 | |
| CV (%) | | | 24.41 | |

En el Cuadro 9 se puede apreciar claramente la gran diferencia que existe en el número de flores abiertas por inflorescencia entre el testigo, con los demás tratamientos en estudio, y es así que la prueba de Duncan al 5 % le coloca a este testigo en el último rango con un

promedio apenas del 0.20, mientras que el resto superan el 0.60 de promedio, objetivamente se puede apreciar este efecto en la Figura 21.

Cuadro 9. Promedio del Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Tratamientos | | N° de Flores abiertas por inflorescencia | |
|-----------------------|-------------|--|---|
| T1 Brassinolina | (0.2 g/2L) | 0.60 | a |
| T2 Brassinolina | (0.3 g/2L) | 0.82 | a |
| T3 Brassinolina | (0.4 g/2L) | 0.84 | a |
| T4 Hormonagro 4 (ANA) | (1 cc/2L) | 0.74 | a |
| T5 Cytokin | (5 cc/2L) | 0.73 | a |
| T6 Dacocida (2-4-D) | (0.2 cc/2L) | 0.20 | b |

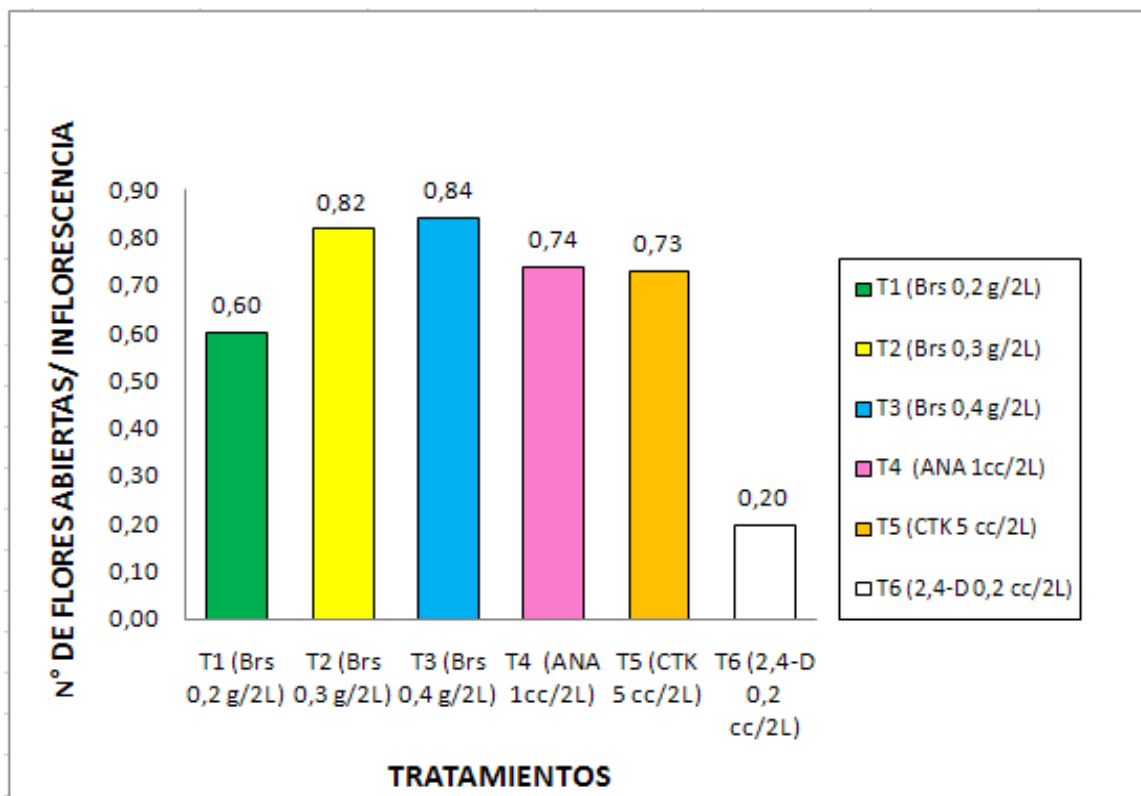


Figura 21. Promedio del Número de flores abiertas por inflorescencia de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

5.3. PORCENTAJE DE AMARRE DE FRUTOS

En el análisis de variancia para el porcentaje de amarre de frutos de naranjilla no se encontró diferencias estadísticas entre repeticiones, mientras que los tratamientos se diferenciaron a nivel del 1 %, en cada una de las comparaciones establecidas, así como el efecto lineal y cuadrático de la brassinolina se encontró significación estadística al mismo nivel (Cuadro 10).

El promedio general del porcentaje de amarre fue del 27.49 %, con un coeficiente de variación de 5.91 %, coeficiente muy adecuado para la evaluación de este tipo de variable.

Cuadro 10. Análisis de Varianza para el Porcentaje de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Fuentes de Variación | GL | Suma de Cuadrados | Cuadrados Medios | F |
|-----------------------|-----|-------------------|------------------|----------|
| Total | 17 | 610.2 | | |
| Repeticiones | 2 | 4.78 | 2.39 | 0.90 n.s |
| Tratamientos | (5) | 578.83 | 115.77 | 43.83 ** |
| Testigo vs. Resto | 1 | 30.87 | 30.87 | 11.69 ** |
| T4, T5 vs. T1, T2, T3 | 1 | 75.63 | 75.63 | 28.63 ** |
| T4 vs. T5 | 1 | 26.29 | 26.29 | 9.96 ** |
| BRS lineal | 1 | 153.62 | 153.62 | 58.17 ** |
| BRS cuadrática | 1 | 153.83 | 153.83 | 58.24 ** |
| Error | 10 | 26.41 | 2.64 | |
| X (%) | | | 27.49 | |
| CV (%) | | | 5.91 | |

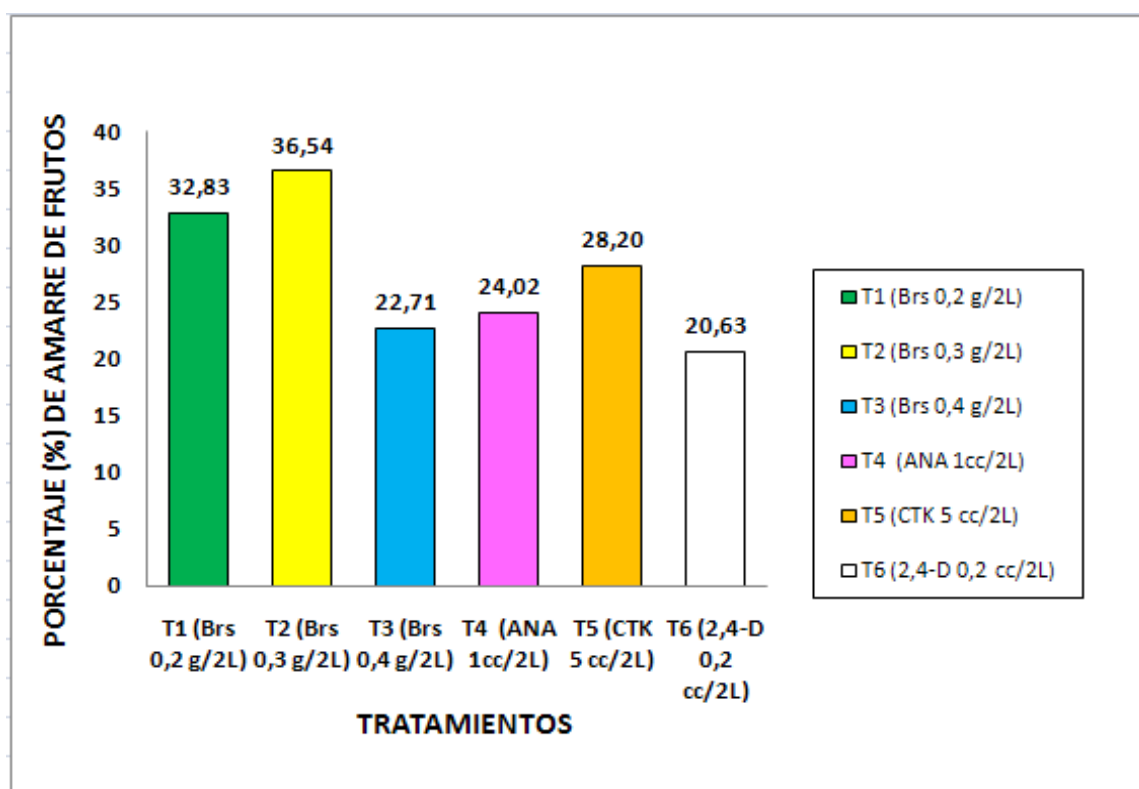
La utilización de la brassinolina fue fundamental para el amarre de frutos, especialmente con las dosis de 0.2 y 0.3 g con las cuales se logró superar el 30 %, destacándose la brassinolina al 0.3 g que alcanzó el mayor porcentaje del 36.54 %, el resto de tratamientos no lograron superar el 28.5 %, siendo el menos efectivo el testigo Dacocida (2,4 - D) que apenas alcanzó el 20.63 % de amarre de frutos. (Cuadro 11).

Cuadro 11. Promedio del Porcentaje de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Tratamientos | | Porcentaje de amarre de frutos | |
|------------------------------|-------------|--------------------------------|----|
| T1 Brassinolina | (0.2 g/2L) | 32.83 | b |
| T2 Brassinolina | (0.3 g/2L) | 36.54 | a |
| T3 Brassinolina | (0.4 g/2L) | 22.71 | de |
| T4 Hormonagro 4 (ANA) | (1 cc/2L) | 24.02 | d |
| T5 Cytokin | (5 cc/2L) | 28.20 | c |
| T6 Dacocida (2-4-D) | (0.2 cc/2L) | 20.63 | e |

Nótese en la Figura 22, donde la brassinolina a dosis de 0.2 y 0.3 g alcanzan los mayores porcentajes de amarre en relación a los demás tratamientos en estudio; inclusive al testigo, el cual ha venido aplicándose continuamente en el campo de los fruticultores de naranjilla.

Figura 22. Promedio del Porcentaje (%) de amarre de frutos de Naranjilla del genotipo



(cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

Los brassinoesteroides son productos naturales que actúan en muy bajas concentraciones produciendo efectos sobre la elongación, la división celular, el amarre de frutos y el desarrollo vascular y reproductivo.

La brassinolina aplicada en dosis de 0.2 y 0.3 g en el cultivo de naranjilla evidenció un alto porcentaje de amarre de frutos, ya que este biorregulador perteneciente al grupo de los brassinoesteroides los cuales actúan fisiológicamente promoviendo la estimulación de la división y el alargamiento de las células en dosis relativamente bajas.

En la época de floración de la naranjilla el efecto primordial de la brassinolina fue un óptimo amarre de frutos con mejores resultados en flores cerradas.

En este estado fenológico, la acción de la brassinolina a concentraciones bajas tuvo un efecto exponencial, es decir que a nivel celular se evidenció el crecimiento, desarrollo y amarre del fruto de forma progresiva y constante.

A pesar de que no hay un resultado específico sobre el amarre de frutos por efecto de las brassinolinas, se debe enfatizar que las respuestas fisiológicas en la mayoría de plantas ocurre cuando las dosis son relativamente bajas según lo manifiestan (Núñez y Mazorra, 2001; Palhares *et al.*, (2004).

Al establecer la ecuación de regresión cuadrática entre las dosis de brassinolina con el porcentaje de amarre de frutos, se puede apreciar claramente que alrededor del 0.27 g de brassinolina se obtiene un mayor porcentaje de amarre de frutos, el coeficiente de determinación fue de 0.96 que fortalece la aseveración indicada anteriormente.

(Figura 23).

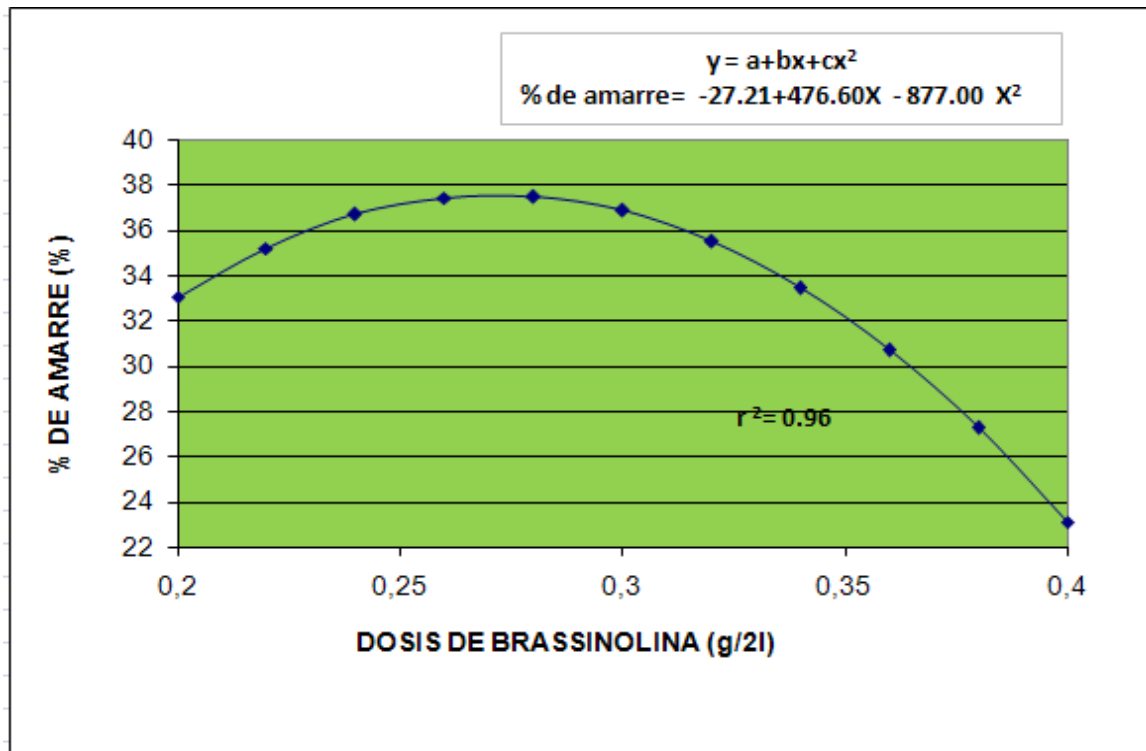


Figura 23. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el porcentaje de amarre de frutos de Naranja del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo).

5.4. DIÁMETRO ECUATORIAL DE FRUTOS

Al establecer el análisis de variancia para el diámetro ecuatorial promedio de frutos de naranja del genotipo (cruce entre Var. Palora y Var. Puyo), se encontró diferencias estadísticas para repeticiones y tratamientos al nivel de 1 %, además se encontró significación estadística al mismo nivel en las comparaciones y polinomios ortogonales establecidos, a

excepción de la comparación T4, T5 vs. T1, T2, T3, la cual no presentó significación estadística. (Cuadro 12).

El promedio general del diámetro ecuatorial de los frutos de naranjilla fueron de 3.99 cm, con un coeficiente de variación de apenas 0.96 %

Cuadro 12. Análisis de Varianza para el Diámetro ecuatorial de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Fuentes de Variación | GL | Suma de Cuadrados | Cuadrados Medios | F |
|-----------------------|-----|-------------------|------------------|-----------|
| Total | 17 | 3.98 | | |
| Repeticiones | 2 | 0.09 | 0.04 | 29,69 ** |
| Tratamientos | (5) | 3.87 | 0.77 | 526.31 ** |
| Testigo vs. Resto | 1 | 0.09 | 0.09 | 63.09 ** |
| T4, T5 vs. T1, T2, T3 | 1 | 0.005 | 0.005 | 3.39 n.s |
| T4 vs. T5 | 1 | 0.10 | 0.10 | 67.12 ** |
| BRS lineal | 1 | 0.89 | 0.89 | 604.09 ** |
| BRS cuadrática | 1 | 0.96 | 0.96 | 649.91 ** |
| Error | 10 | 0.01 | 0.0015 | |
| X (cm) | | | 3.99 | |
| CV (%) | | | 0.96 | |

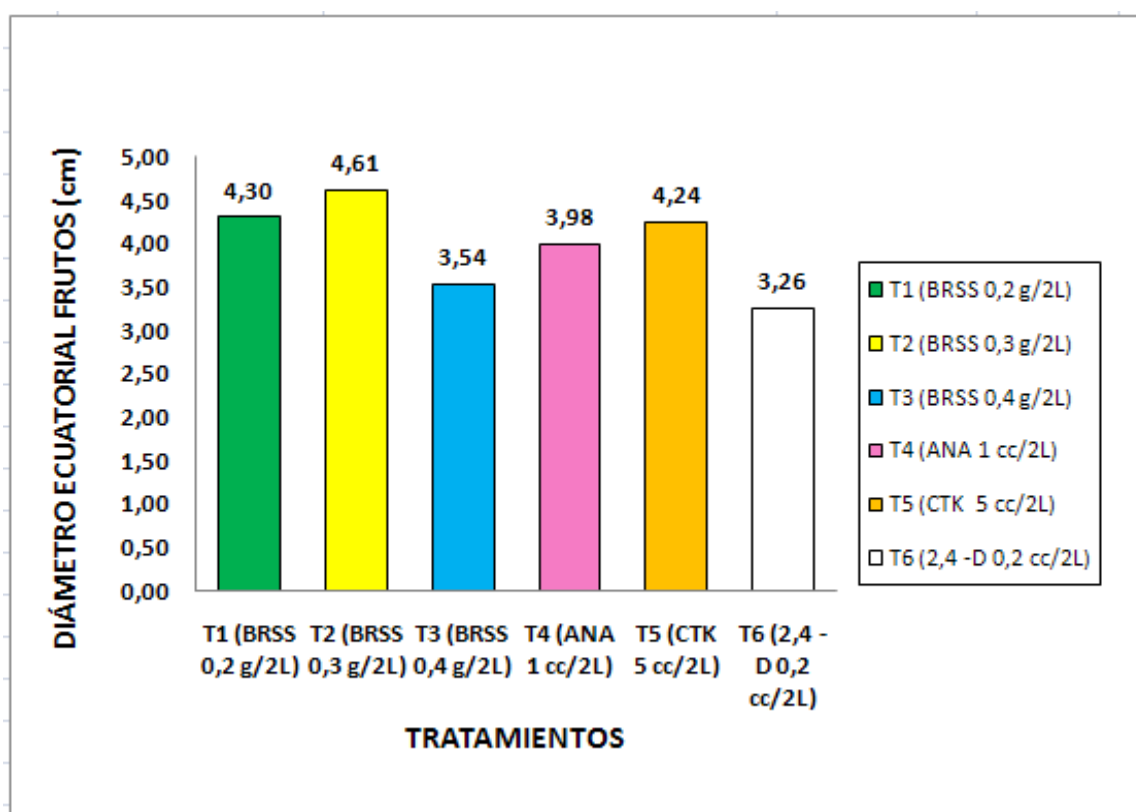
La prueba de Duncan al 5 % para tratamientos en el diámetro ecuatorial de frutos estableció 5 rangos bien definidos, ocupando el primer rango con el mayor promedio se encuentra la brassinolina aplicada a una dosis de 0.3 g., mientras que el menor promedio correspondió al Testigo Dacocida (2,4 - D), que alcanzó apenas un promedio de 3.26 cm.

Cuadro 13. Promedio del Diámetro ecuatorial de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Tratamientos | Diámetro ecuatorial de frutos |
|--|-------------------------------|
| T1 Brassinolina (0.2 g/2L) | 4.30 b |
| T2 Brassinolina (0.3 g/2L) | 4.61 a |
| T3 Brassinolina (0.4 g/2L) | 3.54 d |
| T4 Hormonagro 4 (ANA) (1 cc/2L) | 3.98 c |

| | | | |
|----------------------------|-------------|------|---|
| T5 Cytokin | (5 cc/2L) | 4.24 | b |
| T6 Dacocida (2-4-D) | (0.2 cc/2L) | 3.26 | e |

Objetivamente en la Figura 24, se puede apreciar que los mayores diámetros ecuatoriales de los frutos de naranjilla se obtuvieron con las dosis de 0.2 y 0.3 g correspondientes a los tratamientos que provocaron el mayor amarre.



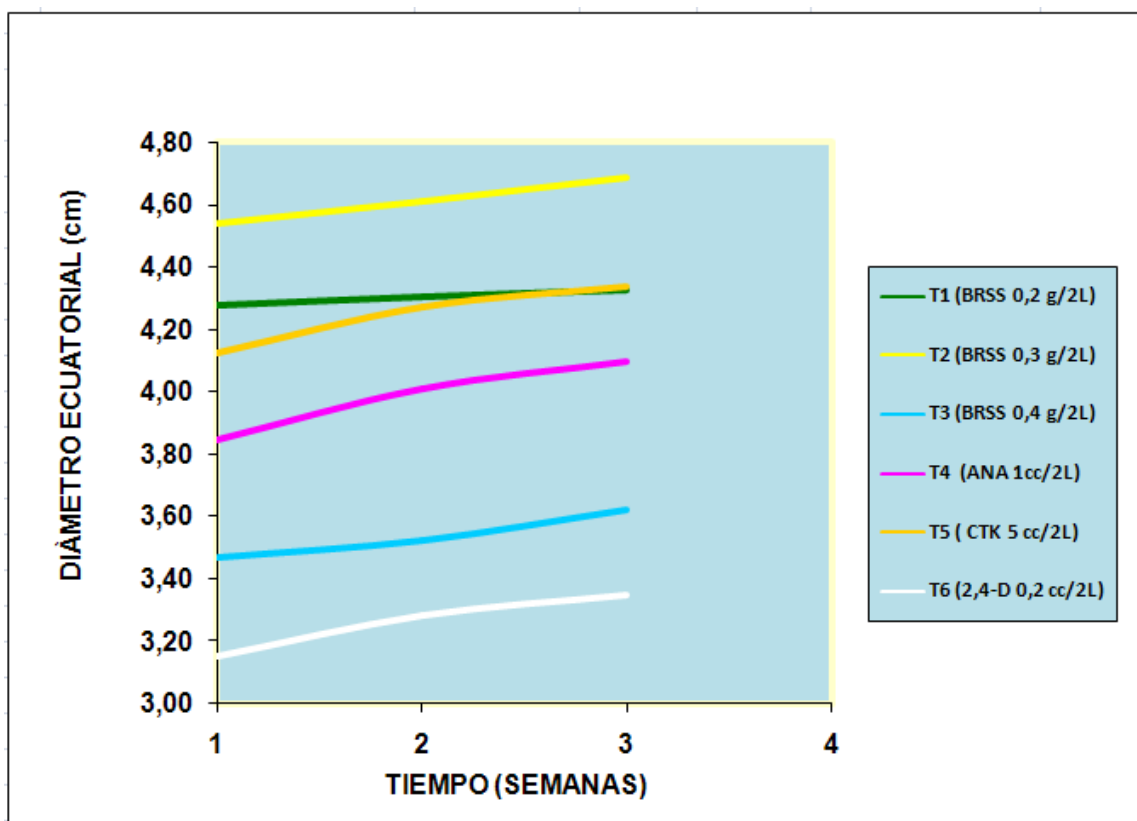
Fig

ura 24. Promedio del Diámetro ecuatorial (cm) de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

Si bien el testigo presentó el promedio más bajo para la variable del diámetro ecuatorial de frutos cabe recalcar que existieron frutos de primera categoría (> de 5 cm) en las diferentes unidades experimentales y repeticiones del ensayo; pero existió una caída de los frutos debido a la alta incidencia y residualidad del agroquímico Dacocida (2,4 - D).

En la Figura 25 se puede notar claramente el crecimiento ligeramente cuadrático de la variable diámetro ecuatorial (cm) de frutos para los tratamientos en estudio representando en la curva sigmoideal para el cultivo de naranjilla durante las 4 aplicaciones con intervalo de aplicación de 8 días, evidenciándose el óptimo crecimiento entre la segunda y tercera semana.

Figura 25. Curva de crecimiento del Diámetro ecuatorial (cm) de los tratamientos en



estudio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

Se puede evidenciar que el tratamiento correspondiente a la brassinolina en dosis intermedia (0.3 g) manifiesta un crecimiento ligeramente cuadrático óptimo durante los intervalos de aplicación para el diámetro ecuatorial de frutos con respecto al resto de tratamientos.

Esta afirmación se fundamenta según lo reportado por Almenares *et al.*, (2000), citado por Acosta, (2005), los cuales encontraron un notable incremento del diámetro ecuatorial de los

frutos en el cultivo de la habichuela, al evaluar el efecto de diferentes dosis y momentos de aplicación de Biobras-16 y establecer que a la menor dosis del brassinoesteroide en estudio, se logró el mejor crecimiento de diámetro ecuatorial en los frutos del cultivo de habichuelas.

De igual manera, Gonzales, (2005), manifiesta que los datos obtenidos para el diámetro ecuatorial de frutos de tomate con el uso de Biobras-16 tuvieron una media de 7.57cm con respecto al testigo quien presenta una media de 6.50cm existiendo entre ambos diferencia significativa.

Al establecer el gráfico de la regresión cuadrática entre las dosis de brassinolina con el diámetro ecuatorial de la naranjilla, se puede apreciar que el mayor diámetro ecuatorial se presentó alrededor de la dosis de 0.27 g de brassinolina, pues a partir de esta dosis empieza a disminuir el tamaño, el coeficiente de determinación encontrado fue de 0.8. (Figura 26).

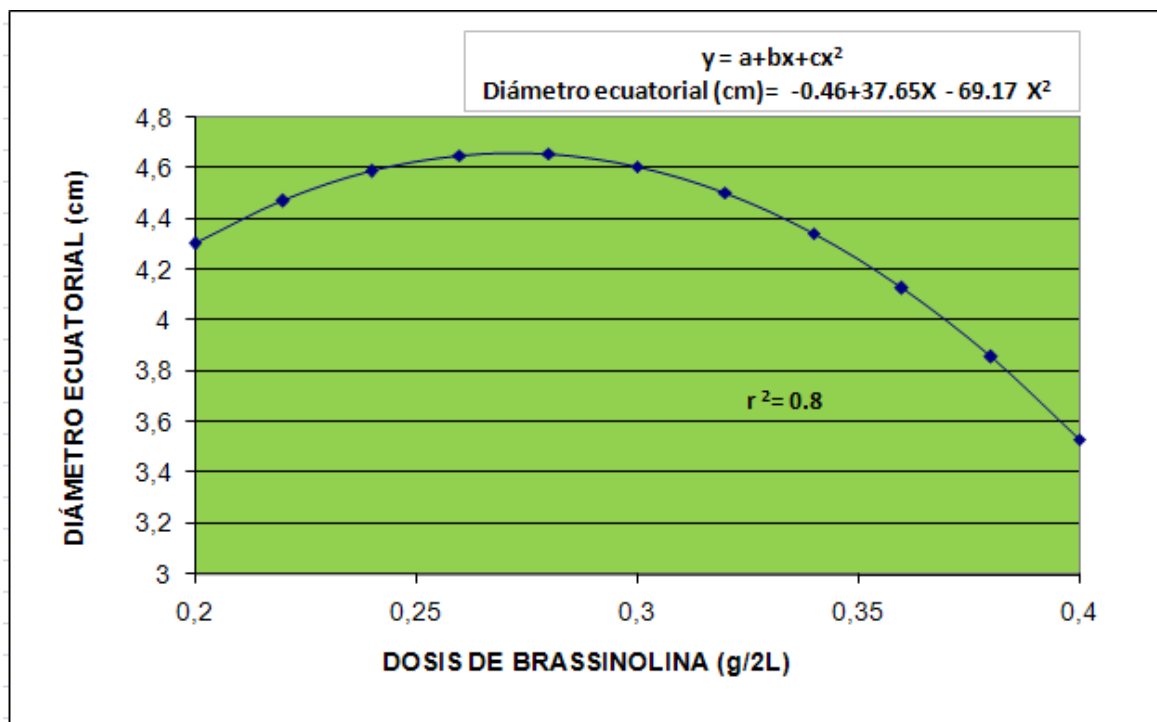


Figura 26. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el diámetro ecuatorial de frutos de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo).

5.5. PESO PROMEDIO DE FRUTOS

Al establecer el análisis de variancia para el peso promedio de frutos de naranjilla (*Solanum quitoense*), no se encontró diferencias estadísticas para repeticiones, mientras que los tratamientos se diferenciaron al nivel del 1 % además se encontró significación estadística al mismo nivel en las comparaciones y polinomios ortogonales establecidos y a T4 vs. T5 se diferenció al nivel del 5 %. (Cuadro 14).

El promedio general del peso promedio de los frutos de naranjilla fueron de 456.99 g, con un coeficiente de variación de 1.03 %.

Cuadro 14. Análisis de Varianza para el Peso promedio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Fuentes de Variación | GL | Suma de Cuadrados | Cuadrados Medios | F |
|-----------------------|-----|-------------------|------------------|------------|
| Total | 17 | 135462.76 | | |
| Repeticiones | 2 | 90.12 | 45.06 | 2.05 n.s |
| Tratamientos | (5) | 135153.05 | 27030.61 | 1230.98 ** |
| Testigo vs. Resto | 1 | 11152.11 | 11152.11 | 507.87 ** |
| T4, T5 vs. T1, T2, T3 | 1 | 23040.00 | 23040.00 | 1049.25 ** |
| T4 vs. T5 | 1 | 121.50 | 121.50 | 5.53 * |
| BRS lineal | 1 | 9149.42 | 9149.42 | 416.67 ** |
| BRS cuadrática | 1 | 50086.13 | 50086.13 | 2280.94 ** |
| Error | 10 | 219.59 | 21.96 | |
| X (gr) | | 456.99 | | |
| CV (%) | | 1.03 | | |

La prueba de Duncan al 5 % para tratamientos en el peso promedio de frutos estableció 5 rangos bien definidos, ocupando el primer rango con el mayor promedio se encuentra la brassinolina aplicada a una dosis de 0.3 g, mientras que el menor promedio correspondió al Testigo Dacocida (2,4 - D), que alcanzó apenas un promedio de 335.93 g. (Cuadro 15).

Cuadro 15. Promedio del Peso promedio de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo), bajo el efecto de niveles de Brassinolina. Prueba de Duncan al 5%. Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| Tratamientos | | Peso promedio de frutos | |
|------------------------------|-------------|-------------------------|---|
| T1 Brassinolina | (0.2 g/2L) | 499.50 | b |
| T2 Brassinolina | (0.3 g/2L) | 618.70 | a |
| T3 Brassinolina | (0.4 g/2L) | 421.40 | d |
| T4 Hormonagro 4 (ANA) | (1 cc/2L) | 428.70 | d |
| T5 Cytokin | (5 cc/2L) | 437.70 | c |
| T6 Dacocida (2-4-D) | (0.2 cc/2L) | 335.93 | e |

De igual forma que la anterior variable, si bien el testigo presentó el promedio más bajo para la variable del peso promedio de frutos cabe recalcar que existieron frutos de cuyos pesos se encontraban en rangos mayores a 500 g en las diferentes unidades experimentales y repeticiones del ensayo; pero por la misma razón anteriormente mencionada existió una caída de los frutos debido a la alta incidencia y residualidad del agroquímico Dacocida (2,4 - D).

En la Figura 27 se puede notar claramente que el tratamiento correspondiente a la brassinolina en dosis intermedia (0.3 g) registra el mayor peso promedio de frutos evidenciándose el efecto exponencial del incremento de esta variable con respecto a los otros tratamientos expresando una correlación directa con la variable diámetro ecuatorial (cm), siendo el testigo (2,4 - D) el que registra el menor peso promedio de frutos.

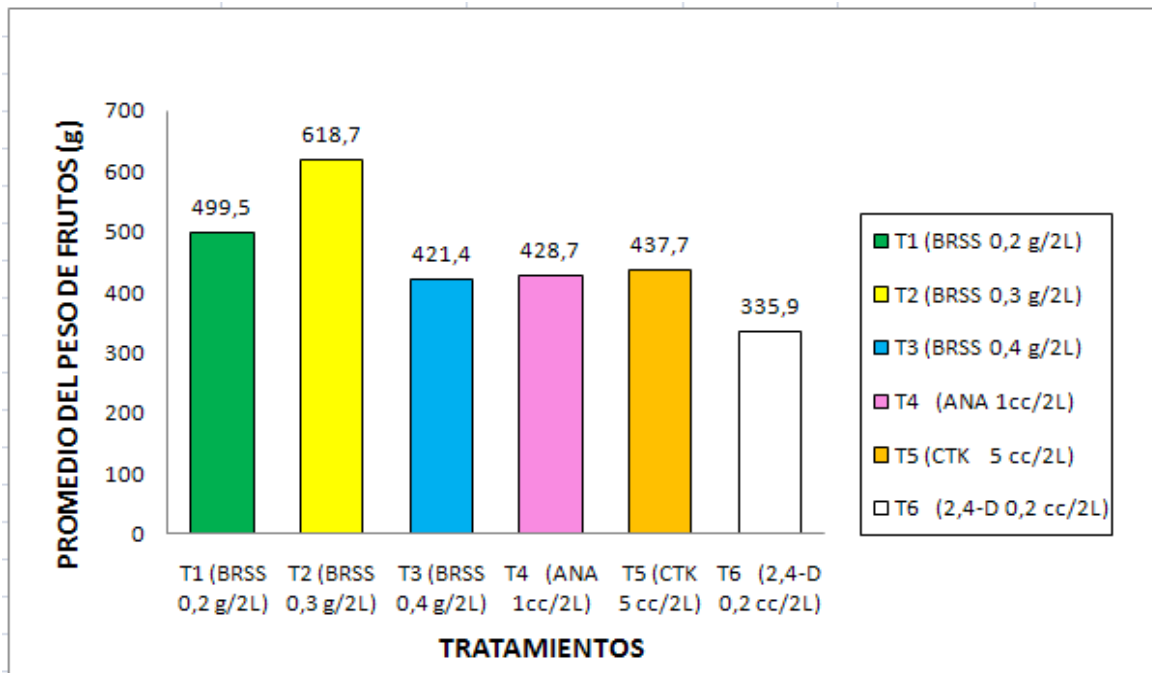


Figura 27. Promedio del peso de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

En la Figura 28 se presenta la ecuación de regresión cuadrática entre las dosis de brassinolina y el peso promedio de frutos de naranjilla notándose claramente que a partir de la dosis de 0.30 g, se alcanza el mayor peso promedio de los frutos para luego ir decreciendo, el coeficiente de determinación fue de 1.

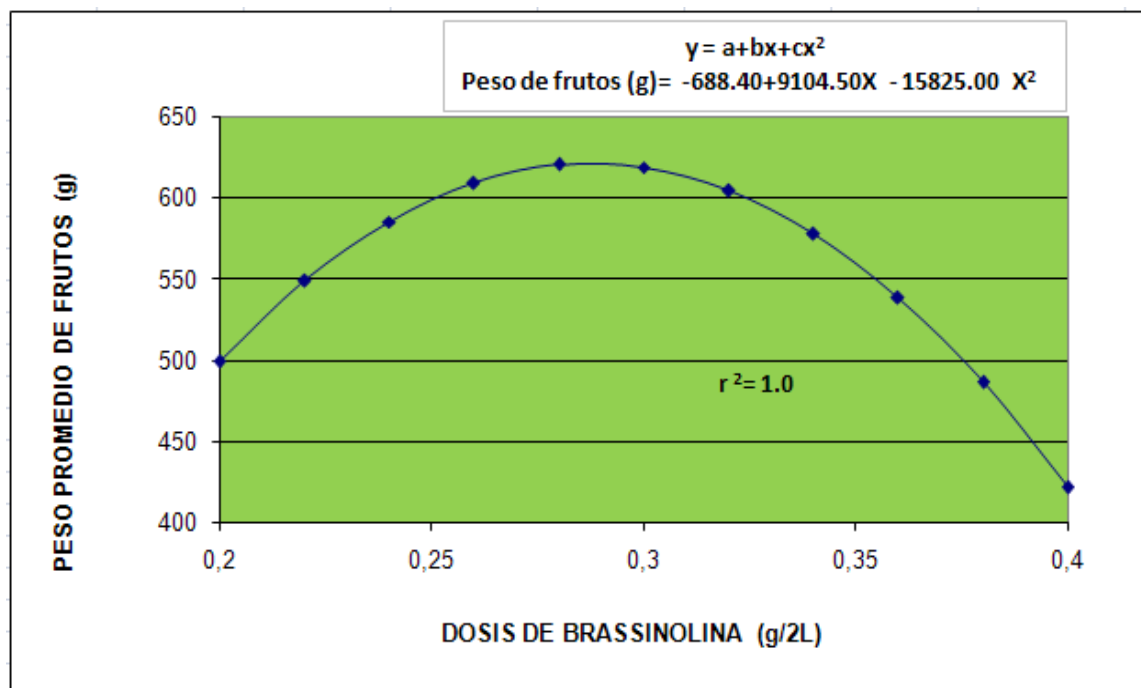


Figura 28. Regresión y correlación cuadrática entre las dosis de brassinolina con el peso promedio de frutos de naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo).

5.6. GRADOS BRIX

Los mejores resultados para el contenido de sólidos solubles (°Brix) correspondieron a la dosis intermedia de brassinolina (0.3 g), que presentó el promedio más alto de 13.01 (°Brix) y la dosis más baja de brassinolina (0.2 g) que mostró un promedio alto de 11.27 (°Brix); mientras que la dosis más alta de brassinolina (0.4 g) registró el promedio más bajo de 8.36 (°Brix) con respecto a los otros tratamientos. (Figura 29).

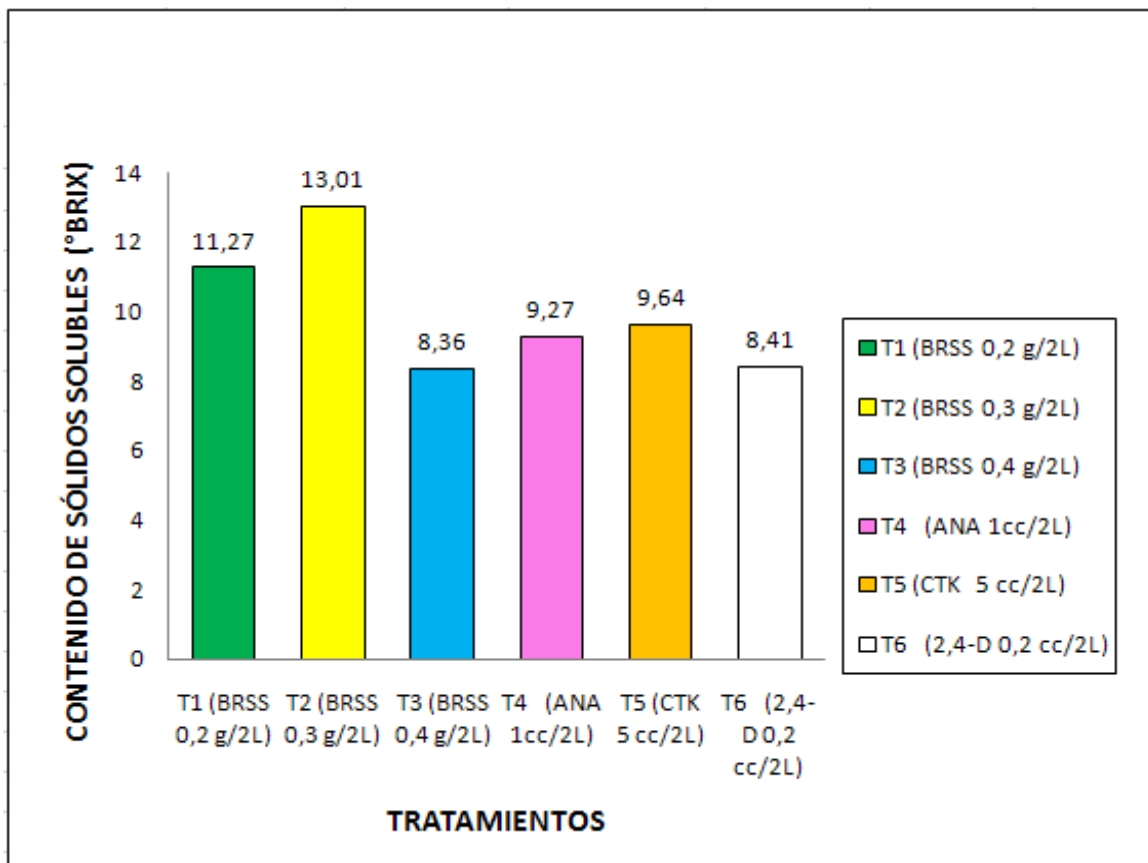


Figura 29. Promedio del contenido de sólidos solubles (° BRIX) de frutos de Naranjilla del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

Se puede evidenciar claramente que las dosis intermedia y baja de brassinolina (0.2 y 0.3 g) tienen un efecto favorable en el incremento del contenido de sólidos solubles (°Brix) en los

frutos de naranjilla; mientras que la dosis más alta de brassinolina (0.4 g) presenta una disminución en el contenido de sólidos solubles (°Brix).

La mayor concentración de sólidos solubles (°Brix) se evidenció en la dosis intermedia de 0.3 g como se muestra en la Figura 29, debido a que al realizar la aplicación de la brassinolina a dosis bajas se logró un incremento del contenido de sólidos solubles (°Brix) con respecto a los demás tratamientos en estudio. Es decir que se evidenció una correlación positiva a nivel fisiológico para esta variable en estudio.

Esta aseveración se fundamenta con los resultados obtenidos por Wang *et al.* (1993), citados por Pizarro (2006), los cuales señalan que la contribución más importante del contenido de sólidos solubles como la sacarosa sintetasa ocurre durante las primeras fases de crecimiento del fruto de tomate.

La aplicación de brassinoesteroides en un cultivo industrial no afectó el contenido de sólidos solubles de los frutos, sino que a medida que se evidenció el crecimiento del fruto, el contenido de sólidos solubles (°Brix) incrementó con la menor dosis de aplicación del brassinoesteroide DI-31.




De igual forma, Kopaitic (2003), citado por Pizarro (2006), determinó en un cultivo de tomate industrial de media estación, que la aplicación del brassinoesteroide DI-31, en dosis de 0.02 g/ha, 15 días antes de la fecha estimada de cosecha, mejoró en 8,5% el contenido de sólidos solubles del fruto.

Este resultado le permitió sugerir que existe una incidencia directa de este regulador de crecimiento sobre las enzimas que participan en el mecanismo del particionamiento de asimilados incrementando el contenido de sólidos solubles (°Brix) a dosis bajas.

5.7. COLORACIÓN DE LA PULPA

Cuadro 16. Coloración de pulpa de frutos de Naranja del genotipo (cruzamiento entre Var. Palora y Var. Puyo). Finca “El Paraíso” – Nanegalito – Pichincha 2009.

| FOTOGRAFÍA | DESCRIPCIÓN | TRATAMIENTOS |
|------------|---|-------------------|
| | Color Verde intenso muy brillante en la zona de placentación de semillas. | T1 (Brs 0.2 g/2L) |
| | Color Verde intenso en la zona de placentación de semillas. | T2 (Brs 0.3 g/2L) |
| | Color Verde Claro brillante en la zona de placentación de semillas. | T3 (Brs 0.4 g/2L) |
| | Color Verde muy intenso brillante en la zona de | |

| | | |
|---|---|--|
|  | <p>placentación de semillas pero solo en la zona periférica más intenso y hacia el centro, el color verde es claro.</p> | <p>T4 (ANA 1 cc/2L)</p> |
|  | <p>Color Verde brillante que se evidencia en toda la zona de placentación de semillas.</p> | <p>T5 (CTK 5 cc/2L)</p> |
|  | <p>Color Verde claro brillante en la zona de placentación de semillas</p> | <p>T6 (2,4 -D 0,2 cc/2L) TESTIGO</p> |

VI. CONCLUSIONES

- Los brassinoesteroides se caracterizan porque a concentraciones mucho menores que las otras fitohormonas son capaces de ejercer su actividad biológica de forma efectiva, debido a que actúan en las plantas acelerando los procesos de elongación y división celular aumentando el amarre, el diámetro, el peso y el contenido de sólidos solubles (°Brix) de los frutos.
- El uso de biorreguladores de origen natural como la brassinolina produjo mejores respuestas fisiológicas y productivas en las variables de interés evaluadas con respecto a la actual utilización de agroquímicos para el cuajamiento y desarrollo de frutos en el cultivo de naranjilla.
- El mejor tratamiento resultó la brassinolina en la dosis intermedia que corresponde a 0.3 g/2L que tuvo un efecto positivo en a las variables de mayor interés que son

porcentaje (%) de amarre, diámetro ecuatorial, peso promedio y contenido de sólidos solubles (°Brix) de los frutos.

- Se evidenció claramente que el tratamiento de brassinolina de la dosis más alta que corresponde a 0.4 g/2L tuvo un efecto decreciente o contrario en las variables porcentaje (%) de amarre, diámetro ecuatorial, peso promedio y contenido de sólidos solubles (°Brix) de los frutos con respecto al tratamiento de brassinolina de la dosis intermedia (0.3 g/2L) y al tratamiento de brassinolina de la dosis baja (0.2 g/2L).
- El comportamiento de las dosis de brassinolina se ajusta a un modelo de regresión cuadrática, determinándose de que hay una tendencia clara a mejorar el rendimiento a menor dosis.
- El tratamiento con brassinolina a dosis intermedia de 0.3 g/2L alcanzó un menor número de flores abiertas por inflorescencia y número total de flores por inflorescencia, lo cual lógicamente permite alcanzar mayor peso, tamaño y contenido de sólidos solubles (°Brix) de los frutos por su respuesta fisiológica, a menor número de frutos le corresponde una mayor calidad de peso.
- El efecto presente en la curva sigmoideal para el diámetro ecuatorial de frutos (Figura 25) es ligeramente cuadrático evidenciando claramente un crecimiento representativo de los frutos entre la segunda y tercera semana después de la aplicación y desarrollo para luego estabilizarse en la última semana debido a que los frutos entran en estado de madurez.

- La mejor época de aplicación de los biorreguladores es en *flor cerrada*, ya que en este estado fenológico de las flores en las inflorescencias seleccionadas se identificó un alto porcentaje de amarre de fruto entre cada intervalo de aplicación.
- Se evidenció un incremento en el contenido de sólidos solubles (°Brix) en los tratamientos correspondientes a las dosis de brassinolina intermedia (0.3 g/2L) y baja (0.2 g/2L) con respecto al testigo Dacocida (2,4 - D) que representa la aplicación de este agroquímico utilizado actualmente por todos los productores de naranjilla.
- El testigo Dacocida (2,4 - D), alcanzó rendimientos relativamente bajos en comparación al mejor tratamiento que corresponde a brassinolina en dosis intermedia de 0.3 g/2L que resultó el mejor de todos como el peso promedio de frutos (618.70 g vs 338,9 g).
- En todas las variables de interés agronómico, el testigo Dacocida (2,4 - D), ocupó el último lugar en comparación con los tratamientos que incluían biorreguladores.
- Las repeticiones evaluadas en esta investigación manifestaron un mejor desarrollo productivo debido al alto contenido de materia orgánica y el efecto de sombra presentes en la zona del ensayo; siendo estas condiciones las fundamentales para el mejoramiento de la productividad y un óptimo desarrollo del cultivo de naranjilla.

VII. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar estudios en los cuales se evalúen la aplicación de dosis que se encuentren en rangos de 0.125 a 0.175 g/L para ajustar la mejor dosis de aplicación de brassinolina de la que se recomienda.

Realizar estudios de aplicación de biorreguladores con alternativas como la brassinolina en otras variedades o genotipos de naranjilla, sobre todo en aquellos que se están aplicando 2,4-D.

Por los resultados obtenidos en el presente estudio, se recomienda analizar la influencia de efecto de sombra y materia orgánica sobre la respuesta a la aplicación de biorreguladores.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, W. 2005. Evaluación de diferentes dosis de Biobras-16, en el cultivo del tomate var_ Vita, en las condiciones Edafoclimáticas de la Provincia Granma - Monografías_com.mht, UNIVERSIDAD DE GRANMA Bayamo, M.N.
- Álvarez, K. 2005. La Giberelina (AG) , como regulador de crecimiento en las plantas con respecto a los brassinoesteroides (BR).
- Carrillo, L. 2002. “Auxinas”, Chosica – Perú, Disponible en la pág. Web: www.monografias.com.
- Castañeda, I. 1992. El lulo, su cultivo y su conservación. Ediciones Tecnológicas. Pereira, Colombia, págs. 11 – 56.
- Cimmyt. 1988. La formulación de recomendación a partir de datos agronómicos. Manual metodológico de evaluación económica. México. D.F. México: Cimmyt.
- Corpoica. 2002. El cultivo de lulo. 1ª Edición. Editor, Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria CORPOICA. Manizales, págs. 83 – 91.
- Díaz, D. 2005. El uso de Biorreguladores en la agricultura, Proyecto INIAP-COTESU Fruticultura, publicado en la Revista Desde el Surco, pág. 85.
- Dietz, M. 2002. Efecto de las auxinas de síntesis, 2,4d; 2,4dp y 3, 5,6 tpa; sobre la producción y calidad de fruto, en el mandarino clementino (*Citrus clementina blanco*) cv. clemenules. Proyecto realizado en la localidad de Llay-Llay, V región, Chile. Disponible en la pág. Web:

http://ucv.altavoz.net/prontus_unidacad/site/artic/20061206/pags/20061206095957.html.

- EFN. 2006. Generalidades de las Auxinas, disponible en la pág. Web: <http://www.efn.uncor.edu/dep/biologia/intrbiol/auxinas.htm>.
- Fertichem. 2006. Reguladores, promotores e inhibidores de crecimiento. Disponible en la pág. Web: <http://www.fertichem.com.mx/Reguladores%20de%20Crecimiento.htm>.
- Fiallos, J. 2000. Naranjilla INIAP-Palora. Híbrido interespecífico de alto rendimiento. Quito. INIAP. Págs. 5-7.
- Fitorreguladores. 2008. Citoquininas, aplicaciones a la agricultura, disponible en la pág. Web: http://academicos.cualtos.udg.mx/Agroindustrias/Pagina_Fv/Lecturas/UPV_Fitoreguladores.htm#3.
- Gonzáles, A; Raisman, J; Aguirre, M. 1999. Hormonas de las plantas, disponible en la pág. web: <http://www.efn.uncor.edu/dep/biologia/intrbiol/auxinas.htm>.
- Gonzáles, L. 2005. Evaluación del Biobras-16 en el cultivo del Tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) híbrido (H-A3019) en condiciones de cultivos protegidos - Monografias_com.mht, UNIVERSIDAD DE GRANMA Bayamo, M.N.
- Granger, O. 2002. Efecto de la aplicación de auxinas de síntesis, sobre producción y calibre en el fruto del naranjo (*Citrus sinensis* L. Osbeck cv. Tardía de Valencia, realizado en la zona de Peumo, VI Región. Disponible en la pág. Web: http://ucv.altavoz.net/prontus_unidacad/site/artic/20061215/pags/20061215104942.html.
- Hernández, M. 2007. Revista Desde el Surco, Manual de fertilización orgánica y Química, págs. 85 – 88.

- Heiser, C. 2000. Interespecific hybridización and improvement of the naranjilla (*Solanum quitoense*). Fifth International Solanaceae Conference.
- IICA-PROCIANDINO. 1996. Manejo pre y post-cosecha de frutales y hortalizas para exportación, edición PROCIANDINO. Quito-Ecuador. Págs. 12 – 15; 25 – 39.
- IICA-PROCIANDINO-SICA. 2002. La naranjilla, disponible en la pág. Web: <http://www.sica.gov.ec/agronegocios/productos%20para%20invertir/frutas/naranjilla/ica.htm>.
- Infojardín. 2005. Hormonas Vegetales: Definición e información, disponible en la pág. web: <http://foroantiguo.infojardin.com/showthread.php?t=164587>.
- INIAP. 1996. Informe Anual de Granjas 1995 – 1996. Programa de Fruticultura. s/p.
- Latorre, F. 1992. Fisiología Vegetal. Universidad Central del Ecuador. Quito-Ecuador.
- Mariña, C. De H.; Rosabal, A.; Nieto, M.; Castillo, P. 2002. Comportamiento del tabaco negro tratado con Biobras 16 y distintas dosis de estiércol vacuno y cachaza, en suelo Fluvisol de Vuelta Arriba. Disponible en: [Informe](#) Parcial de [Proyecto](#). I. I. A. "Jorge Dimitrov". CITMA. Provincia Granma, 10 p.
- Maluenda, D y Reyes, A. 2003. Efectos y modo de acción de Brassinoesteroides. Universidad de Granma (UdG), Disponible en la pág. Web: <http://www.monografias.com/trabajos21/tabaco-biobras/tabaco-biobras.shtml>.
- Maluenda D, Reyes A. 2003. Evaluación de Auxinas, Investigación realizada en Valparaíso, Disponible en la pág. Web: <http://html.rincondelvago.com/auxinas.html>.
- Ministerio de Agricultura y Ganadería. 1986. Memoria del curso de capacitación orientado al manejo técnico del cultivo de la naranjilla en el Ecuador. Provincia de Morona Santiago.
- Ministerio de Agricultura y Ganadería. 2008. El cultivo de naranjilla en el Ecuador.

- Morales, D. 2002. Aplicación de reguladores de crecimiento en tangelo (*Citrus paradisi macf. X Citrus reticulata blanco*) CV. Mineola, para prolongar la calidad del fruto en el árbol, en la zona de Santiago. Proyecto realizado en la comuna de Malloco, Región Metropolitana, Santiago de Chile. Disponible en la pág. Web: http://ucv.altavoz.net/prontus_unidacad/site/artic/20061214/pags/20061214113939.html.
- Núñez, M; Robaina, C. 2001. Los brassinoesteroides y sus aplicaciones en la agricultura. INCA-MES, 50 pp.
- Núñez, M y Mazorra, M. 2001. Revisión bibliográfica de los brassinoesteroides y la respuesta de las plantas al stress, revista "Cultivos tropicales", vol. 22 n°. 3, p 19 – 26.
- Pacheco, R. 1996. El cultivo de la naranjilla en el Ecuador.
- Palhares, G. A., Rodríguez R., M, Cid, D, Pina y González-Olmedo J. 2004. Efecto de un análogo de brassinoesteroides (MH5) en la propagación de *Eucalyptus urograndis* en biorreactores de inmersión temporal. Pp. 43. Cultivos Tropicales, vol. 25, no. 1, p. 39-44.
- Pizarro J. 2006. Efecto del brassinoesteroide DI-31 sobre el rendimiento y la calidad de los frutos de un cultivo tardío de tomate industrial cv. H9775 en la comuna de Penciahue, págs. 63.
- Raffo, *et al.*, 2007. Curvas de crecimiento en cerezas, Cultivos Frutihortícolas, Boletín técnico N° 14, INTA.
- Red agrícola. 2007. Brassinoesteroides: "La Sexta Hormona"., Edición N° 18., Disponible en la pág. Web: <http://www.redagricola.com/content/view/40/34/>.

- Retamales, J. 2005. Actualización en hormonas vegetales y reguladores de crecimiento: aspectos básicos y modos de acción., Valent BioSciences Corporation Universidad de Chile.
- Revelo, J; Sandoval, P. 2003. Factores que afectan la producción y productividad de la naranjilla (*Solanum quitoense* Lam) en la región amazónica del Ecuador. Quito-Ecuador. p.108.
- Romero, R. 1961. El lulo: una fruta de importancia económica. Rev. Agricultura Tropical Colombia. 17 (4): págs. 214 – 218.
- Sáenz, Peña, Chaco. 2005. Brassinoesteroides, Universidad Nacional del Nordeste, República Argentina, Disponible en la pág. Web: <http://www.biologia.edu.ar> .
- SIGAGRO. 2008. Datos obtenidos de la Estación Metereológica “Nanegalito M339”.
- Wapedia. 2009. Auxinas, Artículo perteneciente a la enciclopedia Wikipedia, Disponible en la pág. Web: <http://wapedia.mobi/es/Auxinas>.
- Wapedia. 2009. Citoquininas, Artículo perteneciente a la enciclopedia Wikipedia, Disponible en la pág. Web: <http://wapedia.mobi/es/Citoquininas>.
- Weaver, R. 1996. Reguladores de Crecimiento de las plantas en la agricultura. Universidad de California, Devis. Editorial Trillas. México.
- Wikipedia. 2008. Biorreguladores, disponible en la pág. web: <http://es.wikipedia.org/wiki/Biorreguladores>".
- Yáñez, J. 2002. Nutrición y Regulación del Crecimiento en hortalizas y frutales, Buenavista Saltillo, Coahuila.

